ANNALES DE PARASITOLOGIE

HUMAINE ET COMPARÉE

TOME V — 1er OCTOBRE 1927 — N° 4

MÉMOIRES ORIGINAUX

RECHERCHES SUR LA FAUNE HELMINTHOLOGIQUE DE L'INDOCHINE (CESTODES ET TRÉMATODES)

Par Ch. JOYEUX et E. HOUDEMER

Pendant un séjour de plusieurs années à Hanoï, en qualité de vétérinaire-major, l'un de nous (E. Houdemer) a eu l'occasion de recueillir un certain nombre de parasites et de réaliser diverses expériences relatives à *Diphyllobothrium mansoni*. Nous étudions ci-dessous les cestodes et trématodes récoltés.

A ce matériel, nous avons joint divers cestodes et trématodes trouvés par le Dr Lagrange, pendant son séjour à l'Institut Pasteur de Nha'Trang, ainsi que d'autres pièces du laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris, provenant également d'Indochine. Enfin nous profitons de cette occasion pour décrire quelques ténias de pigeon qui nous ont été aimablement offerts par le Dr W. Korke, de Kasauli, lors de son séjour parmi nous. Nous nous autorisons de la proximité géographique pour intercaler dans la faune de l'Indochine des parasites originaires en réalité de l'Inde anglaise.

M. le professeur O. Fuhrmann et M. le Dr J.-G. Baer, qui ont passé quelque temps au laboratoire de Parasitologie, nous ont fait l'honneur de s'intéresser à ce travail et ont bien voulu nous aider de leurs précieux conseils ; nous leur exprimons notre profonde gratitude.

La faune helminthologique de notre colonie indochinoise a déjà fait l'objet de nombreuses publications consacrées à la description

d'espèces nouvelles, ou signalant des parasites déjà connus, surtout chez l'homme et les animaux domestiques ; toutefois les ouvrages d'ensemble, au moins en ce qui concerne les cestodes et les trématodes, sont assez rares. Citons la relation de Billet (1898), qui mentionne quelques helminthes, les recherches de parasitologie générale de Mathis et Leger (1911), celles de Railliet, Henry et Bauche sur les amphistomiens des ruminants domestiques (1914), et surtout l'important travail de A. Railliet sur les helminthes de l'homme et des animaux domestiques en Indochine. Le mémoire complet n'est malheureusement pas publié (le manuscrit est déposé au laboratoire du prof. Henry, à l'Ecole nationale vétérinaire d'Alfort) ; un résumé substantiel est seul paru (1924-25). Nous avons eu l'occasion d'étudier les cestodes de poules faisant partie des collections des professeurs Railliet et Henry (Joyeux, 1924). Enfin nous avons eu occasion de publier déjà des notes préliminaires au présent travail (Houdemer, 1925 ; Casaux et Houdemer, 1926 ; Joyeux, 1927). L'un de nous a consacré sa thèse de doctorat vétérinaire à l'étude de diverses questions d'hygiène et de pathologie animales intéressant l'Indochine (Houdemer, 1927).

Première partie. Cestodes

CYCLOPHYLLIDEA

Anoplocephalidæ

Bertiella studeri (R. Blanchard, 1891). — Dans l'intestin de *Macacus sinicus* L. et de *Macacus cynomolgus* L.

Nos échantillons se rapportent parfaitement à la description récente de ce cestode par A. Chandler (1925).

Aporina delafondi (Railliet, 1892).

Intestin d'un pigeon (sp.) de l'Inde, récolté à Kasauli par le Dr Korke.

Nos échantillons correspondent à la description de O. Fuhrmann (1902) et sont semblables à ceux de nos collections provenant d'un pigeon de France et de tourterelles de Tunisie : *Turtur* (*Turtur*) *senegalensis* (L.). La poche du cirre et le réceptacle séminal sont cependant un peu plus petits que dans l'espèce type, mais nous pensons qu'il s'agit simplement de variations individuelles.

Dans sa récente monographie de la famille des *Anoplocephalidæ* (1927), J.-G. Baer a démembré le genre *Bertiella* dont faisait partie cette espèce, qui a été transférée dans le genre *Aporina*.

Oochoristica lagrangei n. sp. — Récolté dans l'intestin de lézards: *Liolepis belliana* Gray, à Nha'Trang, par le Dr Lagrange. Sur 34 lézards examinés, 6 hébergeaient ce cestode (fig. 1).

La longueur du ver atteint au moins 60 millimètres, mais les exemplaires sont assez fortement contractés. La largeur maxima est de 2 mm., 5. Le cestode possède les caractères généraux du genre *Oochoristica*.

Le scolex inerme a environ 400 μ de largeur ; il se continue avec

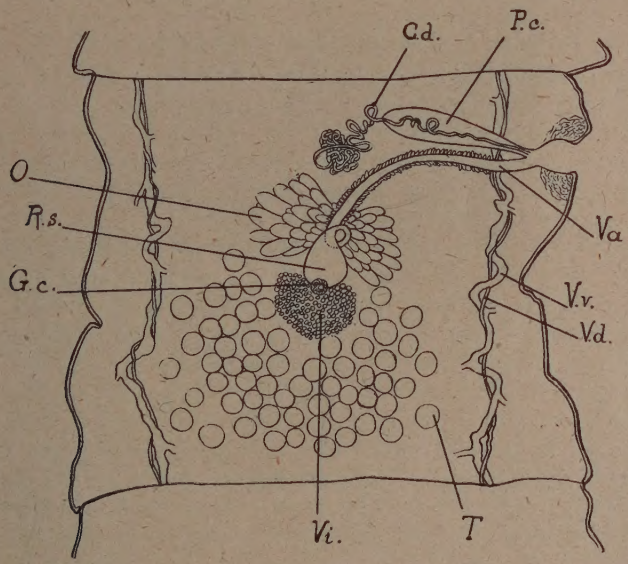

Fig. 1. — *Oochoristica lagrangei* n. sp. Cd, canal déférent ; Pc, poche du cirre ; T, testicules ; Va, vagin ; O, ovaire ; Rs, réceptacle séminal ; Gc, glande coquillière ; Vi, vitellogène ; Vv, vaisseau ventral ; Vd, vaisseau dorsal.

le cou sans ligne de démarcation ; les ventouses mesurent 180 μ de diamètre. Le cou est bien développé : la longueur du cou et du scolex réunis, depuis l'extrémité antérieure du ver jusqu'aux premières traces de segmentation, est de 2 mm., 24.

La cuticule atteint 10 μ d'épaisseur. La musculature sous-cuticulaire est bien développée. La musculature longitudinale se compose d'une première couche formée de nombreux petits faisceaux, situés à faible distance de la couche sous-cuticulaire, chacun d'eux comprend deux ou trois fibres ; une deuxième couche, en dedans de la première, est mieux développée, comprend environ

40 faisceaux possédant chacun une dizaine de fibres. La musculature transversale se compose d'une dizaine de fibres concentriques.

Le système aquifère présente une disposition analogue à celle figurée par Rudin (1916) pour *O. truncata*. Le vaisseau dorsal, reconnaissable à son plus petit calibre, serpente autour du vaisseau ventral, lui-même assez sinueux. Ce dernier émet, à chaque anneau, de nombreuses anastomoses formant un réseau dans toute la chaîne des proglottis. Dans un de nos specimens, ce réseau s'est trouvé injecté naturellement en noir, ce qui a permis de le suivre facilement.

Le nerf est gros, bien visible, à la place habituelle.

Appareil mâle. — Les testicules, au nombre de 50 à 60, sont répartis uniformément dans la partie postérieure du segment et remontent un peu à la partie antérieure, atteignant à peine la moitié de la masse génitale femelle. Ils mesurent 45 à 50 μ de diamètre. Le canal déférent ne montre pas de vésicule séminale externe, il est contourné et décrit des sinuosités.

La poche du cirre est remarquable par sa longueur, ainsi que par son étroitesse. Elle mesure 250 μ sur 45 à 50 μ et dépasse naturellement le niveau du vaisseau. Elle débouche, avec le vagin, dans un cloaque ayant environ 85 μ de long, entouré d'un sphincter. A l'intérieur de la poche, le conduit génital décrit des sinuosités, mais ne montre pas de vésicule séminale interne. La poche du cirre et le vagin passent entre le canal ventral et le canal dorsal. (Sur notre figure 1, ils sont représentés tous deux dorsaux par erreur).

Appareil femelle. — Le vagin est à peine dilaté à son orifice. Son calibre est presque constant sur tout son parcours, mesurant 15 à 20 μ de diamètre. Il décrit une courbe régulière, sans sinuosités, un manchon cellulaire l'entoure. En arrivant au niveau de la masse génitale centrale, il décrit une boucle et se termine par un réceptacle séminal.

L'ovaire est lobé ; le vitellogène compact ; la glande coquillière bien développée. Ces organes ne présentent rien de caractéristique.

L'utérus se résout en capsules ovifères, contenant un seul œuf et remplissant complètement les anneaux mûrs. Elles sont très nombreuses, mesurent 50 μ. L'embryon hexacanthe, entouré de sa coque, a 18 à 20 μ de diamètre.

Ce cestode nous paraît devoir constituer une nouvelle espèce. Il diffère des autres *Oochoristica* de reptiles par la longueur et l'étroitesse de sa poche du cirre, ainsi que par les caractères de ses testicules. Il est voisin d'*O. zonuri* Baylis, 1919, mais la poche du cirre de ce dernier est plus renflée, les testicules sont moins massés à la partie postérieure de l'anneau ; enfin Baylis a décrit des cellules

Espèces	Hôtes	Répartition géographique ou lieu de la récolte	Poche du cirre	Testicules	Observations
O. agamæ Baylis, 1920.....	*Agama* sp. *Hemidactylus gleadoni.*	Afrique. Birmanie.	150/80 piriforme.	39 à 46.	Meggitt, 1926.
O. ameivæ (Beddard, 1914)	*Ameiva surinamensis.*	Surinam.	1/4 à 1/5 de la largeur de l'anneau.	Environ 200, en arrière de la masse génitale femelle.	»
O. amphisbenæ (Rud., 1819)	*Amphisbæna alba.*	Brésil.	Allongée.	Passent devant la masse génitale femelle.	D'après Lühe, 1898, imparfaitement décrit.
O. crassiceps Baylis, 1920..	*Psammophis subtæniatus.* *Calotes versicolor.*	Mombasa. Inde.	150/70.	20 à 30.	Meggitt, 1926.
O. cryptobothrium (Linst., 1906).....	*Chrysopelea ornata.*	Kurunegala (Ceylan).	1/7 de la largeur de l'anneau.	»	»
O. lagrangei n. sp.....	*Liolepis belliana.*	Nha Trang.	350/45 à 50, allongée, dépassant beaucoup les vaisseaux.	50 à 60, groupés dans la partie postérieure n'atteignant pas l'ovaire.	»
O. pseudopodis (Kr., 1879)..	*Pseudopus pallasii.*	Turkestan.	Assez allongée, piriforme.	13.	D'après le dessin de Krabbe.
O. rostellata Zschokke, 1905	*Zamenis viridiflavus.*	Naples.	»	Plus de 100 par anneau remontant sur les côtés.	»
O. rotundata (Molin, 1859).	*Lacerta agilis.* *Lacerta muralis.* *Lacerta viridis.*	Suisse. Italie.	»	»	D'après Rizzo, 1902, non décrit.
O. sigmoides Moghe, 1926..	*Calotes versicolor.*	Inde.	154 à 167/20 à 25.	22 à 24 en deux groupes, une seule rangée derrière la masse génitale femelle.	»
O. theileri Fuhrmann, 1924	*Agama hispida.*	Pretoria.	120.	26 à 30 en deux groupes.	»
O. trachysauri MacCallum, 1921	*Trachysaurus rugosus.*	Australie (jardin zoologique de New-York).	Dépasse un peu le vaisseau.	55 d'après le dessin, en deux groupes latéraux, n'atteignant pas l'ovaire.	»
O. truncata (Kr., 1879).....	*Agama sanguinolenta,* etc.	Turkestan. Afrique.	Atteint à peine le vaisseau.	20 à 40, à la partie postérieure de l'anneau.	D'après Rudin, 1916.
O. tuberculata (Rud., 1819)	*Chrysolampa ocellata.*	Région méditerranéenne.	»	15 à 20.	D'après Lühe, 1898, mal décrit.
O. zonuri Baylis, 1919.....	*Zonurus tropidospermum.*	Est africain portugais.	250/200.	60 à 70, atteignant le bord antérieur de la masse génitale femelle.	»
O. sp. Zschokke, 1905.....	*Stellio vulgaris.*	Bassin méditerranéen oriental.	»	»	Non déterminé.

muqueuses dans la couche sous-cuticulaire, dont nous n'avons pas trouvé trace chez notre *Oochoristica*.

Le tableau ci-contre résume les différences entre notre espèce nouvelle et les autres *Oochoristica* de reptiles. Les dimensions sont exprimées en μ. Nous comprenons dans ce tableau *Tænia brachysauri* Mac Callum, 1921 et *Linstowia ameivæ* Beddard, 1914 qui sont des *Oochoristica*, comme l'a montré Baer (1925, p. 25) (1).

Nous dédions cette espèce à M. le docteur Legrange, qui l'a récoltée pendant son séjour à l'Institut Pasteur de Nha'Trang.

Davaineidæ

Raillietina (Raillietina) celebensis (Janicki, 1902). — Dans l'intestin d'un rat (*sp.*), à Hanoï.

Nos échantillons se rapportent à la description de Janicki. Ce cestode paraît avoir une répartition géographique assez étendue. Décrit chez *Epimys meyeri* Jentick aux Célèbes, il a été retrouvé par Southwell à Accra (Côte de l'Or), par Gendre à Abomey (Dahomey).

Raillietina (Raillietina) echinobothrida (Megnin, 1881). — Récolté dans l'intestin de plusieurs poules domestiques à Hanoï.

Ce cestode paraît commun en Indochine. Nous l'avons déjà trouvé dans les collections de Bauche et de Goury, faites à Hué et à Saïgon (Joyeux, 1924).

Raillietina (Raillietina) tetragona (Molin, 1858). — Récolté dans l'intestin d'un *Argus* sp. et chez la poule domestique.

Ce cestode figurait également dans les collections de Bauche, récoltées à Hué. On le conait chez divers galliformes (*Gallus gallus, Lagopus albus, Numida ptiloryhncha*).

Raillietina (Raillietina) paucitesticulata (Fuhrmann, 1909). — Nous rattachons à cette espèce un seul exemplaire incomplet qui était mélangé à *R. korkei*, décrit plus loin, provenant d'un pigeon (sp.) de Kasauli (Inde). Nos mesures correspondent à peu près à celles de Fuhrmann qui a décrit son espèce chez *Calænas nicobarica* (L.), colombiforme de l'archipel asiatique. L'hôte et la répartition géographique cadrent donc bien ensemble.

(1) Dans sa monographie de la famille des *Anoplocephalidæ*, Baer établit les synonymies suivantes :

Oochoristica tuberculata (Rud., 1819). Syn. : *O. rotundata* (Molin, 1859) ; *O. pseudopodis* (Kr., 1879) ; *O. truncata* (Kr., 1879).

Oochoristica crassiceps Baylis, 1920. Syn. : *O. sigmoides* Moghe, 1926 ; *Oochoristica rostellata* Zschokke, 1905. Syn. *O. cryptobothrium* (Linst., 1906).

Voici un tableau comparatif des observations de O. Fuhrmann et des nôtres. Les dimensions sont exprimées en μ.

	O. Fuhrmann	Personnel
Largeur du scolex	100	80
Largeur du rostre	44	56
Nombre de crochets	120	120
Dimensions des crochets	9 à 10	10
Nombre de testicules	6 à 7	7 à 8
Longueur de la poche du cirre	120 à 140	112 × 45

La poche du cirre n'atteint pas le vaisseau ventral. Les ventouses sont armées de crochets ayant la forme habituelle, mesurant 8 μ dans leur plus grande dimension. Nous n'avons pas eu d'anneaux mûrs en notre possession.

Raillietina (Raillietina) korkei n. sp. — Dans l'intestin d'un pigeon (sp.), à Kasauli (Inde) (fig. 2).

Nous n'avons pu avoir de vers entiers. Le plus grand échantillon, fixé en extension moyenne, mesure 164 millimètres, depuis l'extrémité du rostre jusqu'au dernier anneau, montrant des capsules ovifères déjà formées, mais ne possédant pas encore la forme renflée caractéristique des anneaux mûrs. La largeur maxima atteint 2 millimètres. La longueur des anneaux varie suivant leur état de contraction.

L'anatomie est celle des *Raillietina* (*Raillietina*) en général ; signalons les particularités qui nous autorisent à créer une espèce nouvelle.

Le scolex a 175 μ de long sur 200 μ de large. Le rostre, en forme de dôme, a 85 μ de hauteur sur 120 à 130 μ dans son plus grand diamètre. Il porte 150 à 160 crochets nettement disposés sur deux rangées, ayant la forme en marteau habituelle aux cestodes de ce groupe, leur longueur est de 18 à 20 μ. Les ventouses, de 60 à 70 μ de diamètre, sont armées de crochets, disposés sur plusieurs rangées, mais en grande partie détachés. Ceux qui restent, semblent appartenir à la plus grande rangée, et ont 10 μ dans leur plus grande dimension.

Le cou est assez long dans un échantillon fixé en bonne extension, les premières traces de segmentation apparaissent à 6 ou 7 millimètres en arrière du scolex.

La musculature est bien développée. Les muscles longitudinaux sont représentés par de très nombreux faisceaux, répartis par endroits d'une façon assez régulière en trois ou quatre couches, mais fréquemment disposés aussi sans ordre apparent. Les plus

gros faisceaux internes possèdent 12 à 15 fibres au maximum, souvent 6 à 8. A mesure qu'ils se rapprochent de la cuticule, ils en comprennent un nombre de moins en moins grand et se confondent finalement avec les muscles sous-cuticulaires.

Les muscles transversaux comprennent 3 à 4 fibres concentriques.

La musculature dorso-ventrale est composée de nombreuses fibres fines occupant tout le parenchyme cortical.

Le nerf est à la place habituelle, ainsi que les vaisseaux aquifères.

Appareil mâle. — On compte en moyenne 24 testicules : 17 du côté antiporal, 7 du côté poral. Ils ont à peu près 35 μ de diamètre. Le canal déférent ne présente pas de vésicule séminale externe,

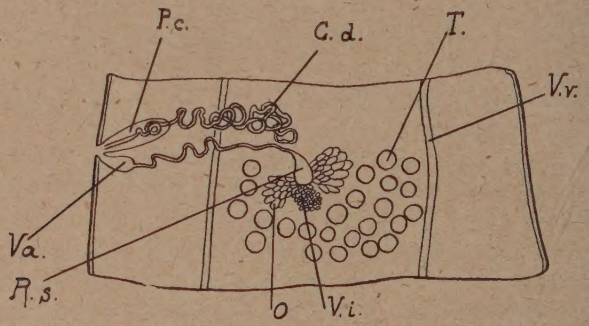

FIG. 2. — *Raillietina (Raillietina) korkei* n. sp. Même légende que figure 1.

mais décrit de très nombreuses circonvolutions accentuées d'arrière en avant. La poche du cirre mesure 105 à 110 μ sur 50 μ. Elle n'atteint pas le vaisseau ventral. Il n'existe pas de vésicule séminale interne, le cirre est inerme.

Appareil femelle. — Les organes femelles n'offrent rien de caractéristique. L'ovaire est bilobé, le lobe antiporal un peu plus développé que celui du côté opposé. Le vitellogène se présente sous forme d'une masse globuleuse, la glande coquillière se voit assez difficilement, elle est de petite taille. Le vagin, postérieur à l'orifice mâle, est court et large ; il se continue en décrivant plusieurs boucles et se termine par un réceptacle séminal sphérique.

L'utérus se résout en capsules ovifères, au nombre de 50 à 66 par anneau ; elles dépassent, de part et d'autre, les canaux aquifères. Chaque capsule mesure environ 170 μ de diamètre, elle contient 6 à 9 œufs. Ceux-ci mesurent 18 × 14 μ.

Cette espèce diffère par plusieurs caractères des *Raillietina* (*Raillietina*) de colombiformes (voir tableau ci-dessous). Nous pro-

posons pour elle le nom de *Raillietina* (*Raillietina*) *korkei* et la dédions au Dr Korke, de Kasauli, qui a récolté le matériel.

Raillietina (Raillietina) frayi sp. nov. — Dans l'intestin d'un pigeon vert du Tonkin : *Carpophaga sylvatica* Blyth (fig. 3).

Le ver possède tous les caractères généraux des *Raillietina* (*Raillietina*), nous mentionnons seulement ceux qui permettent d'en faire une espèce nouvelle.

Un exemplaire, avec anneaux mûrs, fixé en assez forte contraction, mesure 71 millimètres de long. Les anneaux apparaissent comme plus larges que longs, leur largeur maxima atteint 1 mill., 5.

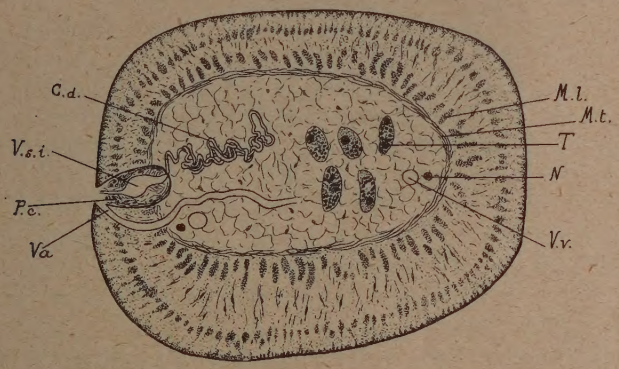

Fig. 3. — *Raillietina* (*Raillietina*) *frayi* n. sp. Coupe transversale. Ml, musculature longitudinale ; Mt, musculature transverse ; N, nerf ; Vv, vaisseau ventral ; Cd, canal déférent ; Vsi, vésicule séminale interne ; Pc, poche du cirre ; Va, vagin.

Le scolex a 200 à 250 μ de longueur, sur 310 à 350 μ de largeur. Le rostre a 110 à 120 μ de hauteur, sur 140 μ de diamètre. Il porte environ 350 crochets, répartis en deux rangées, mesurant 16 à 18 μ, ayant la forme habituellement rencontrée dans le groupe « *Davainea* ». Les ventouses possèdent 70 à 90 μ de diamètre ; elles sont armées de crochets, également de type « *Davainea* », dont les plus grands mesurent 12 à 15 μ.

Le cou, dans un échantillon contracté, mesure à peu près 0 mill., 5.

La musculature est bien développée et assez régulièrement ordonnée.

Les muscles longitudinaux sont représentés par une première couche interne, composée de faisceaux comprenant 8 à 12 grosses fibres, parfois dissociés en 2 ou 3 parties. Extérieurement à cette

première couche existe un espace libre, puis plusieurs autres couches, allant en diminuant d'importance vers la cuticule, et se perdant dans la couche sous-cuticulaire. La musculature transversale est formée de 3 ou 4 fibres concentriques. La musculature dorso-ventrale est représentée par des fibres grêles éparses dans le parenchyme.

Les vaisseaux aquifères et le nerf sont à la place habituelle.

Appareil mâle. — Les testicules sont au nombre de 18 : 12 du côté antiporal, 6 du côté poral. Leur diamètre varie de 30 à 45 μ, suivant l'état de contraction de l'anneau.

Le canal déférent décrit des sinuosités assez marquées, surtout dans le sens dorso-ventral, particulièrement visibles dans les coupes transversales. Il ne présente pas de vésicule séminale externe avant d'arriver à la poche du cirre.

Cette dernière mesure 175 μ sur 50 μ. Sur une coupe transversale. elle est située, ainsi que le vagin, dorsalement par rapport au gros vaisseau, et assez éloignée de lui; mais son extrémité proximale atteint le niveau de ce vaisseau. En entrant dans la poche, le cirre se dilate en une vésicule séminale interne ; il est inerme.

Appareil femelle. — Le vagin est étroit ; il présente quelques sinuosités dans le sens dorso-ventral ; le réceptacle séminal est petit. L'ovaire, le vitellogène et la glande coquillière ne montrent rien de caractéristique.

L'utérus se résout en capsules ovifères, au nombre de 60 à 65 par anneau. Elles sont situées entre les vaisseaux, qu'elles refoulent sur les côtés de l'anneau. Elles mesurent 100 μ pour leur grand axe et contiennent chacune une dizaine d'œufs. Le diamètre de l'embryon est de 12 μ.

Nous indiquons dans le tableau ci-dessous les caractères qui distinguent ce cestode des autres *Raillietina* (*Raillietina*) de colombiformes. Nous le dédions à M. le vétérinaire-inspecteur, J. Fray, en reconnaissance de la bienveillance qu'il a témoignée à l'un de nous (E. Houdemer), appelé à servir sous ses ordres.

Raillietina (Raillietina) carpophagi nov. sp. — Récolté dans l'intestin d'un pigeon : *Carpophaga œnea* Salvad., dans la région de Thudaumont (Cochinchine) (fig. 4).

Ce cestode, comme les précédents, est aussi un *Raillietina* (*Raillietina*), dont il a tous les caractères.

La longueur totale d'un échantillon fixé en assez bonne extension est de 150 millimètres au moins ; la largeur maxima atteint 2 millimètres.

Le scolex mesure 300 μ de long sur 250 μ de large. Le rostre, glo-

buleux, a 95 μ de hauteur sur 130 μ de diamètre. Il porte environ 200 crochets, répartis sur deux rangées, mesurant 13 à 14 μ, ayant la forme typique en marteau. Les ventouses, peu proéminentes, légèrement elliptiques, mesurent 50 μ sur 40 μ. Elles sont armées de crochets, disposés sur plusieurs rangées, ayant aussi la forme caractéristique, dont les plus grands ont 5 à 7 μ.

Le cou, sur un échantillon fixé en extension moyenne, mesure au moins 2 millimètres.

La musculature est pauvrement développée. Les muscles longitudinaux sont représentés par des faisceaux groupés irrégulière-

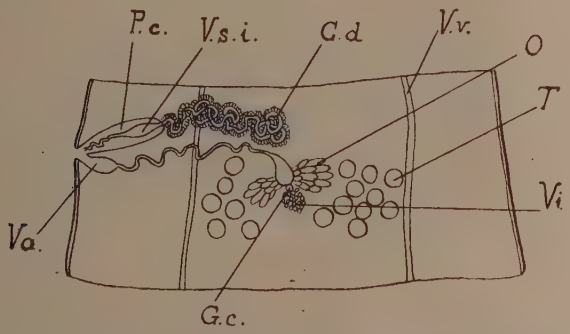

Fig. 4. — *Raillietina* (*Raillietina*) *carpophagi* n. sp. Cd, canal déférent ; Vsi, vésicule séminale interne ; Pc, poche du cirre ; T, testicules ; O, ovaire ; Gc, glande coquillière ; Vi, vitellogène ; Va, vagin ; Vv, vaisseau ventral.

ment, surtout à la partie interne de la zone corticale ; ils comprennent une ou plusieurs fibres. La musculature transverse se voit par endroits sous forme de minces fibres.

Les vaisseaux aquifères et le nerf sont à leur place habituelle.

Appareil mâle. — Les testicules sont au nombre de 14 à 16 : 5 ou 6 du côté poral, 9 ou 10 du côté antiporal. Ils mesurent en moyenne 50 à 55 μ de diamètre. Le canal déférent, légèrement sinueux, est entouré de cellules dites prostatiques ; il ne présente pas de vésicule séminale externe, mais se dilate en une vésicule séminale interne, après son entrée dans la poche du cirre. Celle-ci mesure 120 μ sur 55 μ. Elle n'atteint pas le vaisseau ventral. Le cirre est inerme.

Appareil femelle. — Il n'offre rien de caractéristique. Le vagin est court et renflé, se terminant par un réceptacle séminal, l'ovaire est bilobé, le vitellogène compact, la glande coquillière petite.

L'utérus se résout en capsules ovifères au nombre moyen de 35 par anneau. Elles sont situées entre les vaisseaux, sans les dépas-

Espèces	Hôtes	Répartition géographique de l'hôte ou lieu de la récolte	Dimensions en millimètres	Dimensions du scolex en μ	Dimensions du rostre en μ	Nombre de crochets	Taille des crochets en μ
R. carpophagi n. sp..	*Carpophaga œnea.*	Inde jusque Haïnan et Flores.	150/2.	250/300.	130/95.	200.	13 à 14.
R. clerci Fuhr. 1920 (= *R. crassula*, Clerc, 1906, nec Rud.).....	*Columba* sp.	Oural.	150/1,6.	140.	»	400 ?	10.
R. cryptacantha Fuhr., 1909.....	Columba sp.	Egypte.	120/1,5.	140.	59.	170.	7,2.
	(*Turtur senegalensis*).	(Tunisie).	(240 à 243 /1,5 à 2).	(80).	(40).	(150).	(8 à 9).
R. frayi n. sp.....	*Carpophaga sylvatica.*	Indochine.	71/1,5.	310 à 350 /200 à 250	140/110 à 120.	350.	16 à 18.
R. Fuhrmani Southwell, 1922.....	*Crocopus phœnicopterus.*	Inde.	80/0,7.	250/330.	150/100.	110.	25 à 30.
R. Gendrei Joyeux, 1923.....	*Vinago calva.*	Guinée française.	120/1,5 (incomplet).	218.	75.	210.	10,5 et 9.
R. goura Fuhr., 1909.	*Goura albertisi.*	Nouvelle-Guinée	170/1,1.	180 à 200.	100.	300.	9.
R. insignis Steudener, 1877 (d'après R. Blanchard, 1891).	*Carpophaga oceanica.*	Moluques.	100 à 130.	»	»	Double couronne.	20,8 et 24,5
R. korkei n. sp.....	Pigeon sp.	Inde.	164/2.	200/175.	120 à 130 /85.	150 à 160	18 à 20.
R. micracantha Fuhr., 1909.....	*Turtur turtur L.*	Europe, Afrique du nord.	100/0,8 (jeunes).	180.	»	200.	13 à 14 (forme caractéristique).
R. paucitesticulata Fuhr., 1909.....	*Calænas nicobarica*	Archipel Malais.	100/0,6.	100.	44.	120.	9 à 10.
	Pigeon sp.	Inde.		(80).	(56).	(120).	(10).
R. senaariensis Weithofer, 1916.....	*Columba guinea.*	Kordofan. (Soudan-anglo-égyptien).	»	»	»	Double couronne.	»
R. spiralis Bacz., 1914.	*Columba* sp.	Nouvelle-Guinée	30 à 40/1,28.	224.	150.	300.	15,6.
R. tunetensis sp. nov. (*R. clerci* Fuhr., Joyeux, 1923).....	*Columba domestica.*	Tunisie.	193/1,5.	200 à 300.	50 à 60.	180.	8 à 9.
R. weisi Joyeux, 1923.	*Streptopelia T. arenicola.*	Tunisie.	142/2.	150 à 170 ou 260 (suivant contraction).	100.	130 à 150	19 et 16.

Diamètre des ventouses en μ.	Nombre de testicules	Diamètre des testicules en μ.	Dimensions de la poche du cirre en μ.	Rapports de la poche du cirre avec le vaisseau	Rapports des capsules ovifères avec les vaisseaux	Dimensions des capsules en μ.	Nombre d'œufs par capsule	Musculature
50/40.	14 à 16.	50 à 55.	120/55.	N'atteint pas.	Ne dépassent pas.	145 à 150.	11 à 13.	Peu développée.
»	Une vingtaine.	»	170.	Atteint.	Entre les vaisseaux.	100.	5 à 8.	Muscles longitudinaux en quatre ou cinq couches.
36. (35 à 40).	8 à 12. (8 à 12).	68. (63).	165/80.	N'atteint pas.	Entre les vaisseaux. (Entre les vaisseaux).	110 à 140. (140/90).	6 à 8.	Peu développée.
70 à 90.	18.	0 à 45.	175/50.	Atteint.	Ne dépassent pas.	100.	10.	Régulièrement développée.
70.	12.	»	170/80.	Atteint.	Entre les vaisseaux, puis les dépassant.	»	6 à 7, rarement 9 à 11.	Bien développée.
80 à 85.	11 à 13.	43.	170 à 200 /60 à 80	N'atteint pas.	Entre les vaisseaux.	100 à 140 /70 à 100	6 à 8.	Très développée.
50.	18 à 20.	60.	120 à 140.	Atteint.	Entre les vaisseaux.	120.	8 à 10.	»
»	»	»	»	»	»	»	»	»
65 à 70.	24.	35.	105 à 110 /50	N'atteint pas.	Dépassent les vaisseaux.	170.	6 à 9.	Irrégulièrement développée.
»	»	»	»	»	»	»	»	»
27. (42).	6 à 7. (7 à 8).	 (20).	120 à 140. (112 45).	 (N'atteint pas).	Entre les vaisseaux.	80.	6 à 8.	»
»	45.	»	»	»	»	»	»	»
52.	6 à 7.	39.	101.	N'atteint pas.	Entre les vaisseaux.	104.	4 à 6.	Très développée.
75 à 80.	24 à 28.	50.	170/80.	N'atteint pas.	Dépassent les vaisseaux.	100 à 120.	6 à 8.	Muscles longitudinaux en deux couches.
50.	12.	60 à 80.	100 à 130 /25 à 40	N'atteint pas.	Dépassent légèrement les vaisseaux.	105 à 135 /80 à 120	6.	Peu développée.

ser. Elles mesurent 145 à 150 μ, contiennent chacune 11 à 13 œufs. Le diamètre de l'embryon est de 14 μ.

Nous proposons pour cette nouvelle espèce le nom de *Raillietina* (*Raillietina*) *carpophagi*, pour rappeler l'hôte chez lequel elle a été trouvée.

Ces trois espèces nouvelles : *R. korkei*, *R. frayi* et *R. carpophagi*, se distinguent des autres *Raillietina* (*Raillietina*) de colombiformes par les caractères indiqués dans le tableau suivant. La structure anatomique de ce groupe de cestodes est extrêmement uniforme et montre peu de variations. Cependant, par l'étude de la taille et des rapports des organes, on arrive à trouver des points de comparaison suffisamment précis, à défaut de particularité saillante, permettant une diagnose facile. Nous rappelons que le sous-genre *Raillietina* (*Raillietina*) représente actuellement les *Raillietina* à pores génitaux unilatéraux et à capsules ovifères contenant plusieurs œufs. Il a subi diverses vicissitudes depuis que O. Fuhrmann a démembré l'ancien genre *Davainea* (1920) ; nous renvoyons pour l'historique de cette question au travail de Stiles et Orleman (1926).

Ne sont mentionnés dans le présent tableau que les *Raillietina* (*Raillietina*) de colombiformes, la notion de spécificité des hôtes étant actuellement suffisamment établie pour éliminer ceux des autres oiseaux.

Plusieurs de ces parasites ont déjà été étudiés par l'un de nous (Joyeux, 1923). A cette époque, nous avons assimilé un *Raillietina* trouvé chez le pigeon domestique de Tunisie à *R. clerci* (Fuhrmann, 1920), syn. *Davainea crassula* (Clerc, 1906), nec Rud., 1819. Clerc a décrit cette espèce en 1906, la déterminant par erreur comme *D. crassula* (Rud.) qui a les pores génitaux irrégulièrement alternes et fait actuellement partie d'un autre sous-genre : *Raillietina* (*Fuhrmanetta*) *crassula* (Rud.). Dans sa révision des *Davainea sensu lato*, Fuhrmann (1920) a donné à l'espèce de Clerc un nouveau nom et l'appelle *Raillietina* (*R.*) *clerci*.

M. le professeur Fuhrmann, dans le laboratoire duquel Clerc avait étudié son espèce, nous fait remarquer qu'il y a des différences assez marquées entre celle-ci et la nôtre. Nous créons donc une nouvelle espèce : *Raillietina tunetensis* n. sp. (de *Tunes, etis* = Tunis) pour désigner l'espèce tunisienne (1).

(1) *Raillietina tunetensis* se trouve donc décrit dans notre travail précédent (Joyeux, 1923, p. 132), sous le nom de *Raillietina* (*Ransomia*) *clerci* (Fuhr., 1920). Ses principaux caractères sont résumés dans le tableau ci-contre. Ajoutons les suivants : les crochets des ventouses mesurent 8 à 9 μ pour la grande rangée, le canal déférent est entouré de cellules prostatiques, il existe une vésicule séminale interne, le cirre est inerme (armé chez *R. clerci*), le vagin décrit une courbe régulière, les anneaux mûrs contiennent 95 à 100 capsules ovifères.

Pour les autres espèces, revues par nous après avoir été décrites par d'autres auteurs, nous ajoutons nos chiffres entre parenthèses lorsqu'il existe une différence. La taille des crochets de *R. insignis*, non indiquée par R. Blanchard, a été calculée en mesurant les dessins de cet auteur.

Cotugnia cuneata var. **nervosa** Meggitt, 1924. — Trouvé dans l'intestin d'un pigeon (sp.) à Kasauli (Inde).

Notre espèce correspond à la description de Meggitt. Le seul point litigieux est le nombre des testicules. Il en existe en moyenne 150 à 160, sur trois ou quatre couches longitudinales, répartis d'une façon uniforme dans la moitié postérieure de l'anneau, atteignant et pouvant même dépasser légèrement les vaisseaux aquifères.

Cette disposition paraît bien être celle décrite par Meggitt, mais cet auteur ne mentionne pas le nombre des testicules. Sa figure ne représente probablement qu'une des trois couches longitudinales, soit à peu près le tiers du nombre total. Il s'ensuit que Baer, faisant entrer ce caractère en ligne de compte dans sa révision du genre *Cotugnia* (1924), a été obligé, comme il le fait remarquer, de compter les testicules sur le dessin de Meggitt et indique le nombre de 50. Nous ne croyons pas devoir faire une espèce nouvelle, basée sur cette simple divergence de vues.

Dilepinidæ

Dipylidium caninum (L., 1767). — Trouvé chez le chien dans la proportion de 22,48 p. 100 et chez le chat dans celle de 13,43 p. 100. Ce parasite existe aussi bien chez les animaux de races indigènes que chez ceux importés d'Europe.

Amœbotænia sphenoides (Railliet, 1892). — Dans le duodénum d'une poule, à Saïgon. Ce cestode coexistait avec *W. cantaniana*, étudié plus loin. On sait que *A. sphenoides* est cosmopolite. Il a déjà été signalé dans l'Inde par Southwell (1921) et par Meggitt (1926). Cependant nous n'avions trouvé ni *W. cantaniana*, ni *A. sphenoïdes* dans les collections récoltées à Hué par Bauche et à Saïgon par Goury. La collection de Bauche provenait de 25 poules, nous n'avons pas d'indications pour celle de Goury.

Hymenolepididæ

Weinlandia cantaniana (Polonio, 1860) = *Hymenolepis cantaniana* (Polonio, 1860). — Dans l'intestin de la poule à Saïgon.

On sait que l'histoire de ce petit ver est assez compliquée. Il avait

été rangé parmi les *Davaineidæ* par Magalhães, sous le nom de *Davainea oligophora* (Mag., 1898). Railliet et Lucet (1899) ont montré que l'espèce de Magalhães se confond avec *Tænia cantaniana* Polonio et que c'est un *Hymenolepis* caractéristique. Le scolex de type *Davainea*, décrit par Magalhães, provient probablement d'un mélange de cestodes, dû à une infestation multiple.

Hymenolepis inermis Yoshida, 1910, a été découvert dans le duodénum des poules, à Tokyo. Railliet a déjà fait remarquer (1921) que sa description coïncide exactement avec celle d'*H. cantaniana* (1). Il n'existe, en effet, que des différences tout à fait insignifiantes. Ransom (1909) décrit l'ovaire d'*H. cantaniana* comme s'étendant entre les canaux aquifères et mesurant 135 μ de long ; Yoshida mentionne simplement que l'ovaire, la glande coquillière et les vitellogènes forment une masse compacte. D'après nos échantillons, nous nous rattachons plutôt à cette dernière interprétation, cependant l'ovaire s'étale assez loin de part et d'autre de la ligne médiane. Pour le reste de l'anatomie, nos cestodes se rapportent parfaitement aux descriptions de Ransom et de Yoshida. La longueur du sac du rostre n'est que de 60 μ, au lieu de 80 μ, chiffre donné par Ransom.

H. cantaniana a été signalé en Europe, en Amérique du Sud et du Nord. Rien d'étonnant à ce qu'on le trouve aussi en Extrême-Orient; nous pensons donc qu'*H. inermis* Yoshida, 1910, doit tomber en synonymie avec *H. cantaniana* (Polonio, 1860). Mayhew, dans son récent travail sur les *Hymenolepididæ* d'oiseaux (1925), range *H. cantaniana* dans les *species inquirendæ* (p. 93), malgré la description de Ransom. Cette espèce, nous semble-t-il, doit naturellement remplacer, dans la classification de cet auteur, *H. inermis*, classé dans les *Hymenolepis sensu stricto* (p. 40). Mais reste à savoir si *H. inermis* occupe lui-même sa véritable place. Mayhew donne comme caractéristique de son genre *Hymenolepis s. stricto*, la disposition des testicules en une rangée transversale unique. Ransom, décrivant *H. cantaniana*, dit simplement que les testicules sont dorsaux : un à droite, deux à gauche. Yoshida, à propos de *H. inermis*, dit que les testicules antiporaux « are found side by side, in transverse line with the seminal vesicle and the cirrus pouch ; while the third testis is situated ventral to seminal vesicle ». Ses figures, qui sont des reconstitutions de coupes transversales en série, montrent les trois testicules situés comme il est indiqué ci-dessus. Quant à la position de ces organes en coupe longitudinale, elle

(1) Par suite d'une erreur facilement rectifiable, le texte de A. Railliet dit *H. exigua* au lieu de *H. inermis* (p. 200).

n'est pas en ligne droite comme dans le genre *Hymenolepis, sensu* Mayhew. Sur notre matériel, les deux testicules antiporaux sont pressés l'un contre l'autre, se recouvrant partiellement dans le plan antéro-postérieur ; ils sont séparés du testicule antiporal par la masse génitale femelle. Si donc on adopte la classification de Mayhew, il faut les ranger dans son genre *Weinlandia,* où deux testicules se trouvent à la partie postérieure de l'anneau, le troisième étant antérieur, médian ou latéral par rapport au testicule postérieur antiporal. Mais il est permis de se demander si la position des testicules antiporaux est toujours constante. Il est probable que, suivant l'état de contraction du ver, ils peuvent glisser l'un sur l'autre, passant ainsi du type *Weinlandia* au type *Hymenolepis sensu* Mayhew. La valeur de cette nouvelle classification ne sera appréciée que par des recherches critiques ultérieures.

Weinlandia serpentula (Schrank, 1788) = *Hymenolepis serpentulus* (Schrank, 1788). — Dans l'intestin de *Corvus torquatus* Lesson, tué dans la région de Hanoï.

Nos vers sont conformes aux diverses descriptions de ce cestode et aux échantillons de notre collection. *W. serpentula* paraît cosmopolite et nous pouvons de ce fait affirmer que son cysticercoïde peut être hébergé par plusieurs hôtes intermédiaires. L'un de nous a établi expérimentalement (Ch. Joyeux, 1923) la correspondance du cystique trouvé chez *Geotrupes sylvaticus* Panzer (coléoptère) avec le ver adulte *W. serpentula.* Or, cet insecte n'habite ni l'Afrique du nord, où nous avons déjà trouvé le cestode adulte, ni l'Indochine ; il faut donc que des hôtes intermédiaires vicariants hébergent la forme larvaire dans ces divers pays.

Weinlandia sp. = *Hymenolepis* sp. — Trouvé dans l'intestin d'un pigeon (sp.) à Kasauli (Inde) (fig. 10).

Nos échantillons sont malheureusement incomplets, ce qui rend l'identification difficile. Le plus grand atteint 66 millimètres de long, la largeur maxima est de 0 mm., 5. Nous n'avons eu entre les mains que des fragments de chaîne montrant des anneaux sexués, mais ni scolex, ni anneaux mûrs.

Ces anneaux sont plus larges que longs, mesurent au maximum 150 μ de long sur 500 μ de large. Ils possèdent la structure typique du groupe *Hymenolepis.*

La musculature est assez développée. La couche sous-cuticulaire est régulièrement disposée. Les muscles longitudinaux sont représentés par deux faisceaux concentriques irrégulièrement répartis dans le parenchyme. La musculature transverse est peu visible.

Le vaisseau ventral est de gros calibre, mesurant 26 à 32 μ de

diamètre ; le vaisseau dorsal mesure 5 à 6 µ. Il est généralement bien visible, ainsi que le nerf passant à la place habituelle.

Appareil mâle. — Des trois testicules, deux sont à la partie postérieure de l'anneau, de chaque côté de la masse génitale femelle. Le troisième est antérieur, antiporal. Les deux antiporaux sont situés l'un derrière l'autre ; le cestode rentre donc dans le genre *Weinlandia* Mayhew. Ces testicules mesurent en moyenne 35 µ de diamètre. Le canal déférent, assez sinueux, présente une vésicule séminale externe assez peu marquée et se dirige vers la poche du cirre. Celle-

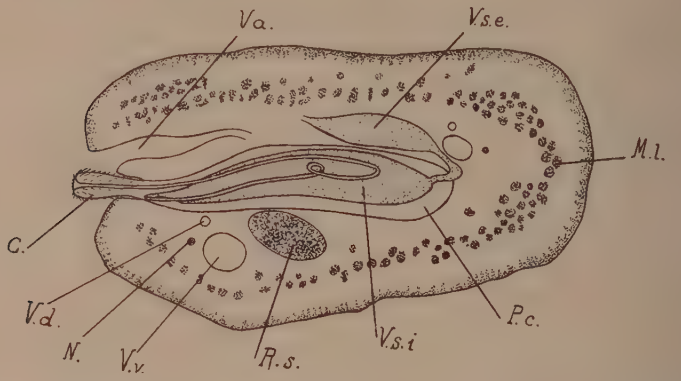

FIG. 5. — *Weinlandia* sp. Coupe transversale. Ml, musculature longitudinale ; Vv, vaisseau ventral ; Vd, vaisseau dorsal ; N, nerf ; Vse, vésicule séminale externe ; Vsi, vésicule séminale interne ; Pc, poche du cirre ; C, cirre ; Va, vagin ; Rs, réceptacle séminal.

ci est très allongée et occupe presque toute la largeur de l'anneau. Dans un segment de 450 µ de large, elle a 300 µ, atteignant et pouvant même dépasser le vaisseau antiporal. Le canal, à son entrée dans la poche, se dilate en une vaste vésicule séminale interne, très allongée, puis accomplit encore une ou deux circonvolutions à l'intérieur de la poche. Le cirre est armé de fines épines. Le conduit génital mâle et le vagin sont dorsaux par rapport aux vaisseaux.

Appareil femelle. — Il débute par un vagin, assez faiblement musclé, qui débouche à la face dorsale et antérieure de l'orifice mâle ; il croise ensuite la poche du cirre et se renfle en un réceptacle séminal bien marqué sur une assez courte étendue de la chaîne des proglottis. L'ovaire a une forme en fer à cheval ; le vitellogène est situé postérieurement dans sa concavité, la glande coquillière est peu visible. L'utérus paraît ne présenter aucune particularité, nous n'avons vu que le début de son développement.

Ce cestode se rapproche d'*H. serrata* Fuhrmann, 1906, mais en diffère par la disposition des testicules qui le fait rentrer dans le genre *Weinlandia*, si l'on adopte la classification de Mayhew. En outre, la poche du cirre est moins longue chez *H. serrata* que dans notre espèce.

H. obvelata a été sommairement décrit par Krabbe (1879), d'après le matériel récolté au Turkestan par Fedtchenko ; voici la traduction de cette courte description : « Trouvé chez *Pterocles alchata* (colombiforme asiatique). Longueur totale atteignant jusqu'à 10 centimètres. Rostre à 8 crochets mesurant 76 μ de longueur. Cou allongé, filiforme, sans traces de segmentation. Les anneaux peuvent atteindre comme dimensions 110/500 μ. Pores génitaux unilatéraux. Cirre souvent évaginé, mesurant 30/16 μ, armé de fines épines. Œufs non observés. » Ce texte est reproduit, avec quelques-unes des figures, dans un autre ouvrage du même auteur (1882). Fuhrmann range ce cestode dans les *Hymenolepis* (1924). Mayhew ne le cite pas dans son travail sur les *Hymenolepididæ* d'oiseaux. Nous serions tentés de rapporter notre cestode à *H. obvelata*, en nous basant sur la description et les dessins de Krabbe. La dimension des anneaux, les caractères du cirre et de sa poche correspondent bien à notre espèce. Mais les hôtes sont différents ; les *Pteroclidæ* et les *Columbidæ* sont assez éloignés zoologiquement pour que leurs cestodes ne soient pas les mêmes.

L'absence de scolex nous empêche de déterminer exactement cet *Hymenolepis* ou d'en faire une espèce nouvelle.

Tæniidæ

Tænia pisiformis (Bloch, 1780). — Chez le chien à Hanoï.

Tænia hydatigena Pallas, 1766. — Chez le chien, à Hanoï. Nous l'avons également rencontré chez un singe : *Macacus cynomolgus* L. La diagnose de ce ver a été discutée par Isobé (1924). Le singe constitue pour lui un hôte accidentel.

La forme larvaire *Cysticercus tenuicollis* Rud., 1810, a été trouvée chez le mouton, la chèvre tonkinoise (10 p. 100), le porc (3 à 25 p. 100 suivant les régions), diverses espèces de semnopithèques (12 p. 100), *Nemorrhæus maritimus* Heuse.

Tænia tæniæformis (Batsch, 1786). — Chez le chat domestique, à Hanoï. L'infestation atteint 20,01 p. 100.

La larve : *Cysticercus fasciolaris* Rud., 1808, est fréquente chez les rats ; 38,59 p. 100 des rats tonkinois l'hébergent.

Tænia saginata G., 1782. — Fréquent chez l'homme.

La larve, *Cysticercus bovis* Cobbold, 1806, se trouve facilement dans les muscles du bœuf, à Hanoï. La proportion de bœufs infestés est de 11,76 p. 100.

Cysticercus cellulosæ (Gmelin, 1790). — Chez le porc, rare chez le chien (0,14 p. 100). La forme adulte, *Tænia solium* L., 1788, de l'homme, existe donc dans la région.

Echinococcus granulosus (Batsch, 1786). — La larve, kyste hydatique, est très fréquente chez le bœuf et surtout chez le porc.

Formes larvaires

Nous nous sommes efforcés de rechercher des formes larvaires de cestodes, dans le but d'apporter quelques documents nouveaux à leur évolution, encore si mal connue. Outre les *Sparganum* étudiés ultérieurement, les cysticerques et les kystes hydatiques banaux mentionnés ci-dessus, nous avons trouvé les formes suivantes.

Tetrathyridium sp. — Trouvé dans le mésentère de divers ophidiens : *Zamenis mucosus* L., *Hypsirhina plumbea* Boié, *Naja* sp.

Nous n'avons observé que des formes mûres. Voici leur description (fig. 6).

Le cystique est entouré d'une membrane adventice épaisse. Dégagé de celle-ci, il affecte la forme d'un ellipsoïde mesurant en moyenne 1 mm. sur 0 mm., 6. Sa structure est très simple. Il se compose d'une cuticule, d'une masse de mésenchyme très lâche, lacunaire, contenant de nombreux corpuscules, se colorant faiblement par le carmin. Les crochets hexacanthes sont disparus.

L'invagination du pôle antérieur est peu marquée. Le scolex est composé, suivant la règle générale, de tissu condensé, en pleine vitalité, contrastant avec l'aspect dégénéré du reste de la larve. Il porte quatre ventouses, mesurant en moyenne 135 μ de diamètre. Il n'existe pas de rostre ; au cours de l'invagination, le scolex a entraîné une masse caséeuse qui remplit la cavité où se trouve généralement le rostre chez les cystiques qui en possèdent. Dans certains échantillons, cette masse communique, par l'orifice d'invagination, avec le reste de la substance, restée en dehors de la larve, formant ainsi une sorte de magma en forme de bouton de chemise, moulé dans la cavité.

Cette larve rentre dans le groupe des *Tetrathyridium* Rud. (= *Dithyridium* Rud. ; *Piestocystis* Dies.), dont on connaît déjà plusieurs types chez les reptiles. Elle est caractérisée par le peu de consistance du mésenchyme formant le corps de la larve, ainsi que

par la présence de la masse caséeuse, qui semble constante. Les ventouses, qui s'écartent un peu de la forme souvent dessinée dans ce groupe, sont cependant tout à fait comparables à celles d'autres *Tetrathyridium* de reptiles se trouvant dans nos collections.

Nous ne croyons pas devoir donner de nom d'espèce à ce *Tetrathyridium*, vu l'extrême difficulté d'établir une diagnose exacte pour ces larves possédant si peu de caractères spécifiques. Seules l'évo-

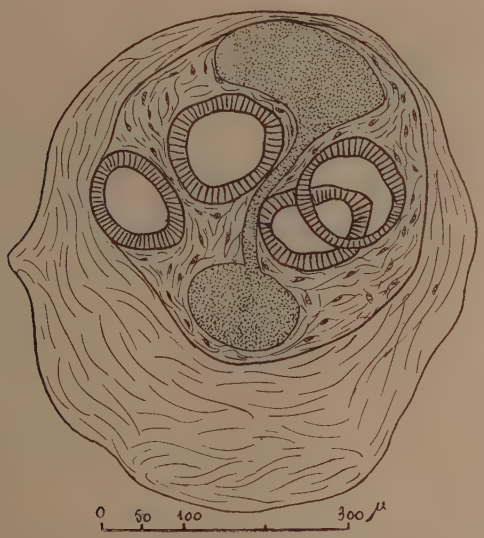

Fig. 6. — *Tetrathyridium* sp. Vu obliquement ; en pointillé, le magma caséeux entraîné par l'invagination.

lution et l'étude de la forme adulte pourraient nous fixer à cet égard. Il correspond probablement à un *Mesocestoides* d'animal ophiophage.

Larve sp. — Dans le péritoine du chien, à Hanoï. Il s'agit d'une forme dégénérée ne montrant aucune trace de scolex. Cependant la cuticule et l'aspect général paraissent être ceux d'un cestode. Nous ignorons s'il s'agit d'un *Sparganum* ou d'un *Tetrathyridium* (*T. bailleti* Railliet, 1885 ?).

Mentionnons qu'à côté du *Tetrathyridium* décrit ci-dessus, nous avons plusieurs fois trouvé, chez les mêmes ophidiens, des larves de nématodes encapsulées, d'acanthocéphales, de linguatulides.

(*A suivre*).

LA CUTICULISATION DES CAPSULES PROLIGÈRES ÉCHINOCOCCIQUES

Par F. DÉVÉ

Attaché depuis quelques années à une étude méthodique de l'échinococcose, un pathologiste australien particulièrement averti et expérimenté, Harold Dew (de Melbourne) a récemment repris la question du mode de formation des vésicules-filles dans les kystes hydatiques. Il a consacré à ce sujet deux articles documentés ayant eu un grand retentissement dans la presse médicale britannique et nord-américaine.

Le premier de ces articles envisageait les conditions étiologiques générales et la signification doctrinale de la vésiculisation hydatique. A la vérité, s'il apporte un très précieux appui aux idées que nous avons émises en 1916 et sur lesquelles nous sommes explicitement revenu en 1917 et 1918, ce travail ne fait, en somme, que vérifier notre conception sans y rien ajouter de nouveau.

Dans son second article, Dew a passé en revue les origines éventuelles et discuté les divers mécanismes de formation des hydatides-filles. Ici, il se sépare nettement sur plusieurs points, notamment en ce qui concerne le rôle respectif joué par les capsules proligères et les scolex dans la formation des vésicules échinococciques secondaires, de l'opinion que nous avons personnellement défendue depuis vingt-cinq ans.

A l'époque de notre thèse inaugurale (1901), nous considérions comme « douteux », pour l'avoir recherché en vain jusque-là, le processus de la transformation vésiculaire des capsules proligères.

Par la suite, nous avions observé quelques faits qui nous avaient paru confirmer sa réalité. Et depuis 1902, nous admettions que la métamorphose en question représentait une des origines des hydatides, mais une « origine rare ». L'évolution vésiculaire des scolex constituait, pour nous, la source de beaucoup la plus commune et la plus importante des vésicules-filles endogènes.

Dew soutient, au contraire, que « les vésicules-filles naissent *habituellement* d'une évolution progressive des cellules de la membrane germinale et aux dépens des capsules proligères. *Plus rarement*, dit-il, *elles peuvent se développer aux dépens des scolex* ».

Annales de Parasitologie, t. V, n° 4. — 1er octobre 1927, p. 310-328.

D'ailleurs, au sujet de cette dernière origine, l'auteur australien déclare qu' « il est illogique (*illogical*) de supposer qu'un scolex *différencié* puisse se protéger lui-même contre les conditions extérieures nocives en formant une nouvelle vésicule... Il semble beaucoup plus vraisemblable d'admettre que *la formation des vésicules secondaires procède de scolex relativement indifférenciés* plutôt que de scolex complètement développés ».

L'opposition entre les deux points de vue, déjà nette comme on voit, va devenir désormais flagrante. Car de nouvelles observations nous conduisent aujourd'hui à contester la réalité d'une hydatidogénèse ayant pour source les capsules proligères, et probablement aussi, ajouterons-nous, les éléments indifférenciés de la membrane fertile maternelle.

Avant d'exposer nos constatations et nos arguments à cet égard, nous rappellerons brièvement les opinions exprimées jusqu'ici sur la formation des vésicules-filles aux dépens des capsules proligères.

Historique

Au début du XIX^e^ siècle, à une époque où les connaissances concernant la structure des éléments échinococciques étaient encore rudimentaires, Himly (1809) s'étant demandé quelle pouvait être l'origine des « vésicules sphéroïdales libres » rencontrées dans les kystes hydatiques, émettait les trois hypothèses suivantes : « Toutes, contenantes et contenues, se sont-elles formées à la fois ? Ou bien la plus grosse a-t-elle produit la plus petite ? Ou peut-être enfin les corpuscules d'apparence glandulaires — nos modernes capsules proligères — se comportent-ils comme les gemmules sphéroïdaux de la conferve des fontaines, qui se détachent et vont former de nouvelles conferves ? ». Himly n'avait pas conclu. Bremser (1819), ayant reproduit ce texte, déclarait : « Cette dernière opinion me paraît la plus probable ».

Trente-sept ans plus tard, Eschricht (1856) disait avoir observé dans un kyste hydatique humain « de très petites vésicules avec une cuticule *extérieure* » (*mit einer äusseren Haut*) qu'il regardait comme des capsules proligères (*Nest :* nid) « ayant exsudé une cuticule vésiculaire extérieure, caractéristique ».

Mais c'est surtout Naunyn (1862) qui, dans sa thèse inaugurale peu connue, bientôt suivie d'un mémoire devenu justement classique, donna les premières précisions sur l'origine des hydatides aux dépens des capsules proligères. Ses observations avaient été faites

sur des kystes de mouton. Reproduisons ici la description condensée qu'il donna de ce processus, dans sa thèse latine :

« *De hydatidibus secundariis e capsulis proliferis ortis.* — Capsulas proliferas vides membranæ germinativæ adhuc adnexas, nec non complures scolices plures mortuas plerumque includentes parietis stratum pellucidum crassius habere, quod mox perspicue lamellis concentris componi cernis. Cavo interno scolices includentur, fere regulariter formatæ, extrorsum cuticola ipsa adhuc obducitur capsulæ proliferæ membrana externa ganulosa. Vesica parva hoc modo formata mox a membrana germinativa direpta cuticola gradatim crassiore facta et crescente, scolices diruuntur, mox cumulos fingunt, in quorum quoque uncinulorum coronam vides et qui paulatim totam cuticolæ faciem internam obducunt ».

Le mémoire de Naunyn, plus détaillé que sa thèse, était illustré de figures passablement stylisées qui ont été, depuis lors, partout reproduites.

Le mécanisme de développement décrit par Naunyn fut bientôt accepté par Leuckart. En revanche, il devait être fortement critiqué par Rasmussen (1866). L'auteur danois se refusait à admettre que le parenchyme des scolex altérés s'étale à la face interne de la capsule cuticulisée pour former la couche parenchymateuse de la vésicule. « D'abord, disait-il, cette couche parenchymateuse existe parfaitement développée avant que les scolex montrent la moindre altération. Ensuite l'altération des scolex consiste en une dégénérescence graisseuse qui, ici comme partout, signifie la mort du parenchyme ; elle a pour résultat sa désorganisation et aboutit finalement à sa résorption ».

Pour Rasmussen, la couche germinative des nouvelles vésicules cuticulisées n'est autre chose que la mince paroi parenchymateuse de la capsule proligère originelle ayant élaboré *extérieurement* une cuticule hyaline stratifiée. Quant aux débris des scolex morts, ils seraient destinés à se résorber, par l'intermédiaire des vaisseaux (?) contenus dans la membrane parenchymateuse, au cours du développement de la vésicule hydatique désormais typique et devenue « parfaitement semblable au premier stade, acéphalocyste, des kystes nés par métamorphose de l'embryon hexacanthe ».

L'auteur danois voyait dans cette transformation des capsules proligères *l'origine unique des vésicules secondaires endogènes.* En effet, *il contestait qu'un scolex pût se transformer en une hydatide.* Il existe, expliquait-il, des capsules proligères qui ne contiennent qu'un seul scolex ; de telles capsules subissent la même transformation kystique que les autres ; or, l'épaisseur de la cuticule fait

que la relation intime entre le scolex et la capsule proligère peut être méconnue.

Rasmussen avait fait la plupart de ses observations sur des kystes hydatiques humains et il les avait figurées dans deux belles planches qui ont été reproduites par D.-J. Thomas (1884). Sa conception, plus simple et apparemment plus rationnelle que celle de Naunyn, a été ultérieurement adoptée par divers auteurs.

En France, Moniez déclarait, en 1880, n'avoir pu voir une seule vésicule proligère subir les modifications décrites par Naunyn et se transformer en vésicule secondaire. « Je suis loin, écrivait-il, de nier que le fait soit possible, mais il me paraît difficile d'admettre que les choses se passent comme on les a décrites. Nous trouvons surtout assez peu vraisemblable que les scolex morts s'organisent pour former une membrane germinale à la jeune vésicule secondaire ». Plus tard (1896), après avoir déclaré qu' « *il est impossible, de par leur structure et quoi qu'on en ait dit, que les têtes de ténias (scolex) puissent donner naissance à des hydatides* », Moniez ajoutait : « Quant aux vésicules proligères, elles se transforment *facilement* en hydatides *en se cuticularisant à la périphérie* ».

Braun, ayant exposé les descriptions contradictoires de Naunyn et de Rasmussen, disait, en 1900 : « On doit admettre comme représentant un *processus normal* la possibilité de transformation d'une capsule proligère en une vésicule-fille, *mais de la façon indiquée par Rasmussen*, c'est-à-dire avec conservation de la couche parenchymateuse primitive ». On sait que le même auteur contestait, par ailleurs, la transformation des scolex en vésicules hydatiques.

Entre temps, Alexinsky (1898) avait eu l'occasion de suivre dans un kyste hydatique humain le développement d'hydatides aux dépens des capsules proligères. Il en donnait une reproduction photographique. Sa description était tout à fait conforme à celle de Naunyn : restes de la couche germinale primitive encore visibles à la surface externe de la capsule cuticulisée ; dans la cavité de celle-ci, des scolex détruits ; quelques-uns d'entre eux devenus kystiques et possédant une paroi feuilletée ; « la masse granuleuse provenant du corps des scolex désintégrés s'étendait en une couche régulière à la face intérieure de la paroi vésiculaire ».

Nous arrivons enfin aux observations de Dew : « J'ai observé la transformation des capsules proligères exactement comme Rasmussen les a décrites et je suis du même avis que lui pour tous les détails essentiels ». (*I have observed the metamorphosis of brood capsules exactly as Rasmussen describes and agree with him in all essential details*). Aux constatations qu'il avait faites *in vitro* dans

des kystes opérés chez l'homme, Dew ajoutait les résultats d'expériences consistant en des inoculations de capsules proligères intactes soigneusement triées au milieu des scolex. Sa conclusion était « que les vésicules-filles peuvent se développer aux dépens des capsules proligères et que c'est un procédé relativement commun ».

Examen des faits

Dans l'étude concernant l'origine capsulaire des hydatides-filles, trois modes d'observation ont été employés qui fournissent à la controverse trois ordres d'arguments : 1° Examen *in vitro*, entre lame et lamelle, des éléments cuticulisés rencontrés dans certains kystes hydatiques de l'homme et des animaux. 2° Étude de ces mêmes éléments à l'aide de coupes histologiques. 3° Inoculation de capsules proligères ayant donné lieu au développement de kystes échinococciques expérimentaux.

I. Observation directe *in vitro*

C'est le procédé d'étude utilisé par tous les auteurs, depuis Eschricht, Naunyn et Rasmussen jusqu'à Dew. Procédé simple assurément, mais qui expose à des erreurs d'observation et d'interprétation.

Une compression délicate, entre lame et lamelle, des capsules proligères cuticulisées découvertes au milieu du sable hydatique, permet de retrouver les aspects bien figurés par Rasmussen et photographiés plus tard par Alexinsky : une capsule à paroi épaisse, hyaline, réfringente et finement feuilletée, renfermant, parmi des débris granuleux et des crochets épars, des scolex altérés, amorphes ou bourrés de plaques calcaires réfringentes, avec leur couronne de crochets tombée plus ou moins en désordre. Certains scolex ayant subi l'évolution vésiculaire présentent une paroi épaisse et stratifiée.

A ces constatations, Naunyn ajoutait la présence, à l'intérieur des capsules ainsi cuticulisées, d'un « reticulum réfringent » avec petits amas de crochets, qui donnerait un aspect très analogue à celui qu'on constate *in vitro* dans les scolex en évolution vésiculaire. Rasmussen voyait dans ce prétendu « reticulum » l'ébauche d'une canalisation vasculaire.

Où surtout les auteurs ne s'entendent plus, on a pu s'en apercevoir, c'est pour décider si la cuticule stratifiée qui double la paroi germinative capsulaire la double *en dedans* ou *en dehors*. Point

pourtant capital ! Naunyn et Alexinsky opinent pour la première de ces dispositions ; Eschricht, Rasmussen, Moniez, Braun et Dew pour la seconde. A vrai dire, Naunyn avait noté que, une fois détachées de la membrane germinale maternelle, les capsules cuticulisées perdent bientôt leur couche parenchymateuse superficielle, en même temps qu'une germinale se développe sur leur face interne.

Ces constatations concernent le processus le plus habituel. Il y a lieu d'y ajouter les deux modalités suivantes :

1° Naunyn a décrit une forme particulière du processus de métamorphose cuticulaire des capsules proligères caractérisé par ce fait que la paroi de la capsule se resserrerait, s'étranglerait en son milieu. La cavité primitive se trouverait ainsi divisée en deux loges qui évolueraient ensuite chacune pour leur compte. Pareil phénomène de « constriction » a été constaté par Rasmussen et par Alexinsky et interprété par eux de la même façon. Rasmussen a figuré un cas plus complexe dans lequel *cinq* vésicules-filles s'étaient « développées aux dépens d'une capsule proligère, par constriction ».

2° A l'examen *in vitro* d'un sable hydatique de kystes de mouton, nous avons personnellement observé, et nous les avons signalées en 1902, de petites formations chitineuses à paroi épaisse, réfringente et stratifiée, ayant parfois à peine la taille d'un scolex et ne renfermant pas de crochets. Depuis lors, nous avons plusieurs fois revu ces « boules chitineuses » siégeant tantôt à l'intérieur d'une capsule proligère apparemment normale, tantôt dans la membrane germinative maternelle, ordinairement au voisinage de l'insertion d'une capsule proligère. En mentionnant jadis l'existence de ces éléments, nous les avions considérés comme constituant vraisemblablement de petites hydatides surprises au début de leur développement, qui se seraient formées, les premières, « aux dépens d'éléments cellulaires non encore différenciés renfermés dans la vésicule proligère », les secondes, directement aux dépens « d'éléments cellulaires de la membrane germinale ».

Discussion

Si nous commentons ce premier groupe d'observations faites *in vitro*, nous devons mettre en relief un fait sur lequel tous les observateurs s'accordent, mais auquel aucun d'eux ne paraît avoir attaché la valeur qu'il mérite : c'est que *les scolex contenus dans la cavité des capsules proligères cuticulisées sont tous et toujours en voie de destruction.* Une réaction moderne appliquée par nous à l'étude des éléments en question met ce fait hors de doute : la

gomme iodée (réaction de Brault) ne révèle jamais de glycogène au niveau des scolex inclus dans les capsules proligères ainsi modifiées.

Voilà une particularité bien étrange si l'on admet, avec les auteurs, que les capsules en question sont en transformation évolutive et progressive. En tout cas, il nous semble, comme à Rasmussen et à Moniez, qu'une telle constatation suffit à ruiner la conception de Naunyn, reprise par Alexinsky, d'après laquelle la membrane germinative tapissant la face interne de ces capsules endocuticulisées résulterait d'un « étalement du protoplasma des scolex désintégrés ».

Quant à l'opinion de Rasmussen qui attribue la germinative interne à la persistance du plasmodium capsulaire originel, elle soulève, *a priori*, l'objection suivante : dans ces néo-vésicules regardées comme étant en pleine activité de développement, pourquoi les scolex mourraient-ils tous, tandis que continuerait de vivre la membrane germinative qui leur a donné naissance et à laquelle ils devraient, semble-t-il, rester attachés ?

Aussi bien, *aucun auteur n'a fourni la preuve que les vésicules ainsi constituées poursuivent leur évolution et sont aptes à devenir ultérieurement fertiles.* Rasmussen dit bien que « une fois formées, les hydatides secondaires (nées d'une capsule proligère) sont capables (?) de former une génération ultérieure de kystes tertiaires, soit par formation endogène, soit par formation exogène ». De son côté, Alexinsky prétend que « les capsules cuticulisées montrent une tendance indubitable (?) à augmenter de volume ». Mais ce sont là de simples affirmations incontrôlées.

II. Étude histologique

Personne, que nous sachions, n'avait jusqu'ici étudié le processus en question à l'aide de coupes histologiques. La chose est assez surprenante, car c'était la seule technique capable d'apporter dans ce sujet controversé des constatations précises.

Un cas clinique, remarquable à bien des titres, observé par nous il y a maintenant sept ans, nous a procuré une occasion particulièrement favorable pour une telle étude histologique de la cuticulisation des capsules proligères.

Le 30 mars 1920, un énorme kyste hydatique du foie était opéré, en notre présence, à l'Hospice Général de Rouen, par notre regretté collègue le Prof. Jeanne, chez un domestique de ferme âgé de 23 ans. L'histoire clinique nous avait fait soupçonner, et les constatations opératoires (pseudo-tuberculose hydatique du péritoine vérifiée histologiquement

par nous) devaient venir confirmer, que le kyste hépatique en question s'était rompu antérieurement dans l'abdomen : vraisemblablement cinq ans auparavant. Le ventre ouvert, l'opérateur avait retiré par ponction de la vaste poche *onze litres passés* d'un liquide limpide mais légèrement ambré. Après formolage à la solution à 2 p. 100, on avait procédé à l'extraction de l'épaisse membrane-mère unique, qui put être accouchée d'une pièce. Elle ne renfermait aucune vésicule-fille macroscopique. En revanche, elle contenait un abondant dépôt de sable échinococcique dont les grains relativement gros et la coloration blonde inaccoutumée appelèrent immédiatement notre attention. Un examen microscopique extemporané nous montra que ce sable était constitué par un fond de scolex morts sur lequel tranchaient de nombreuses micro-vésicules à paroi épaisse et feuilletée qui étaient constituées par des capsules proligères cuticulisées, renfermant des scolex en désintégration.

Fixée par le formol, la face interne de la membrane-mère offrait un aspect fortement grenu dû à la présence de nombreuses formations du même genre restées attachées à la germinale maternelle. Plusieurs morceaux de cette paroi granuleuse furent débités en coupes microscopiques sériées et traitées par diverses méthodes de coloration (1).

L'étude déjà ancienne de ces préparations nous a permis de faire les remarques que nous allons exposer. Nous en avons donné un bref aperçu dans une note communiquée dernièrement à la Société de Biologie.

A. — Au niveau de chacune des capsules proligères encore appendues à la membrane-mère, on constatait (fig. 1) la présence d'une *couche germinative externe* (*g*) restée vivante — comme le montrait déjà suffisamment la parfaite colorabilité de son protoplasma et de ses noyaux, et comme le confirmera tout à l'heure la présence du glycogène, — couche plasmodiale qui se continuait au niveau du pédicule de la capsule avec la germinale maternelle. A la face profonde de ce plasmodium germinatif, on reconnaissait une nappe anhiste, stratifiée (*c*), dont l'épaisseur était souvent inégale et en quelque sorte excentrique. La surface intérieure de cette plage cuticulaire était *dépourvue de toute ébauche d'une couche germinative interne.*

Dans la cavité centrale, épars au milieu de débris granuleux émaillés de crochets réfringents (*d*), des scolex (*s*, *s*) apparaissaient, détachés de la paroi, en pleine désintégration, privés de leur cuticule, sans ventouses ni rostre reconnaissables, leur couronne de crochets en désordre, leur protoplasma devenu amorphe ou chargé de plaques calcaires fortement colorées par l'hématéine. Bref, *tous*

(1) Nous tenons à exprimer ici nos remerciements à notre ami F. Daligault pour son obligeante et précieuse collaboration.

ces scolex étaient manifestement morts. Quelques-uns parmi eux, avant de mourir, avaient tenté d'effectuer leur évolution vésiculaire (*s'*) ; mais, non plus que les autres, ils ne présentaient aucun élément colorable, aucune germinale tapissant la face interne de leur cuticule stratifiée.

Le contraste était mis en parfaite évidence par la gomme iodée : la couche germinative maternelle et la couche germinative capsulaire externe en continuité avec elle dessinaient, sur le fond jaune

Fig. 1. — Capsule proligère en involution cuticulaire : *g*, couche germinative ; *c*, couche cuticulaire ; *s*, *s*, *s*, scolex désintégrés ; *s'*, scolex vésiculeux ; *d*, débris et crochets.

d'or, un mince cordon ou mieux une guirlande électivement tatouée de taches brun-acajou (glycogène), à l'exclusion de toute trace d'une *coloration* semblable, ni au niveau de la face cavitaire des cuticules capsulaires, ni au niveau d'aucun des scolex emprisonnés dans leurs cavités.

Dès lors, une réflexion s'impose à l'esprit : dans des capsules proligères ainsi transformées, comment apparaîtrait ultérieurement, d'où viendrait, aux dépens de quels éléments pourrait se former, à la face interne de l'épaisse cuticule capsulaire anhiste, cette *membrane germinale* qui constitue l'élément noble, l'élément essentiel de toute vésicule échinococcique ?

B. — A maintes reprises, nos coupes sériées nous ont permis de suivre, de bout en bout, des *capsules proligères multicavitaires* répondant à la particularité décrite par Naunyn, puis par Rasmussen (pincement ou constriction capsulaire). Plus ou moins régulièrement tapissées d'une couche chitinoïde stratifiée, la plupart des cavités sectionnées renfermaient des scolex désintégrés. Tantôt elles se montraient capricieusement contournées, diverticulaires, mais intercommunicantes ; tantôt au contraire elles étaient complète-

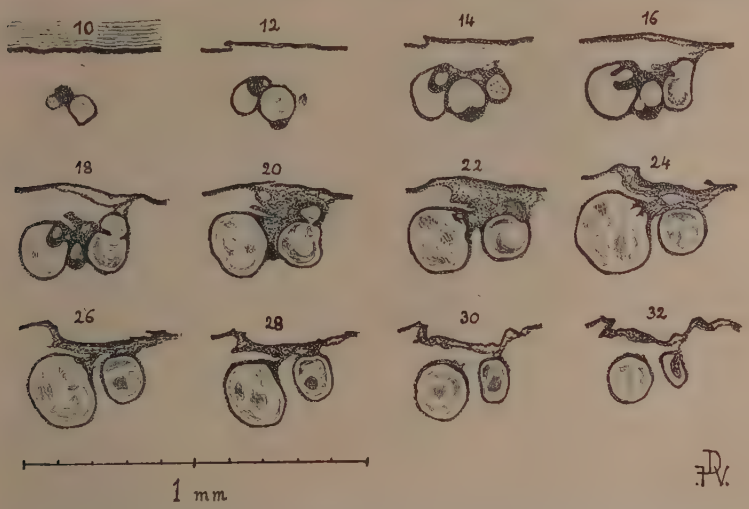

Fig. 2. — Capsule proligère multi-cuticulaire cavitaire en involution cuticulaire (N. B. Les coupes sériées ont été dessinées de deux en deux).

ment indépendantes et séparées les unes des autres par des cloisons plus ou moins épaisses de protoplasma germinatif vivant, glycogéné (fig. 2).

Lorsqu'on y réfléchit, on a peine à se représenter le mécanisme d'une « constriction » *active* des capsules proligères. Est-on en présence de capsules qui, primitivement sphériques, se seraient passivement affaissées, à un moment donné — à la suite de la rupture et de l'évacuation de la vésicule-mère, par exemple — et dont les plis se seraient ensuite soudés au hasard ? La chose n'apparaît pas impossible. Pourtant nous interprèterions plus volontiers cet aspect comme résultant d'une élaboration chitineuse irrégulière et atypique dans l'épaisseur même du bourgeon germinatif. En un mot, nous y verrions une *malformation*.

De ces malformations nous allons, du reste, retrouver d'autres exemples.

C. — Certains bourgeons germinatifs, ébauches de capsules proligères, sont partiellement occupés par une formation cuticulaire renfermant, dans sa minuscule cavité centrale, des crochets éparpillés au milieu d'une substance granuleuse (fig. 3). Il est à noter que ces crochets sont souvent en nombre insuffisant pour avoir

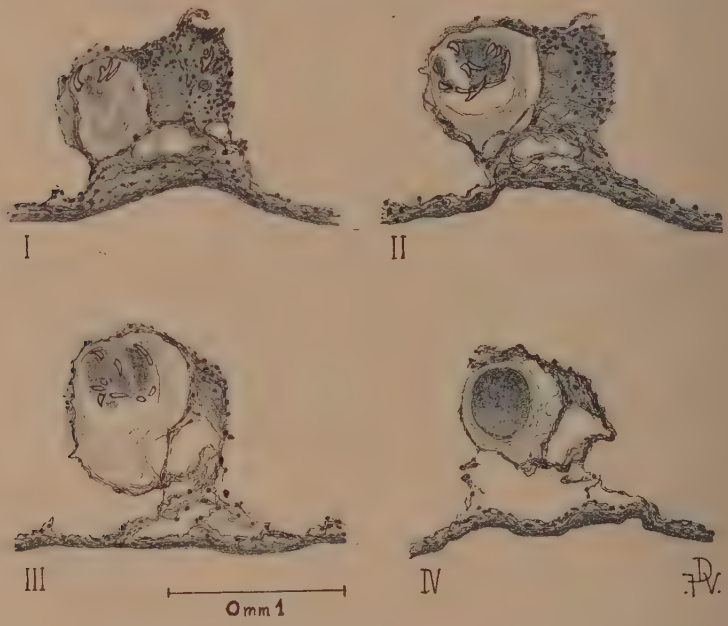

Fig. 3. — Quatre coupes sériées d'un bourgeon proligère en cuticulisation.

appartenu à un scolex normal. C'est ainsi que dans l'exemple que nous figurons, on ne comptait, sur les quatre coupes sériées qui intéressaient la cavité, qu'une quinzaine de crochets (fragmentés par le rasoir), tout au plus 20, au lieu des 36 ou 38 crochets que comportent en général les orthoscolex. Ici également, on est conduit à soupçonner une malformation ou une anomalie involutive.

Au niveau de la plupart des capsules proligères examinées dans le cas en question, nous avons constaté la présence *erratique* de *scolex anormaux*, soit à peine ébauchés, soit en involution, tantôt inclus dans l'épaisseur même de la couche germinative (fig. 4), tantôt pédiculisés vers l'intérieur de la capsule, tout en étant tapissés

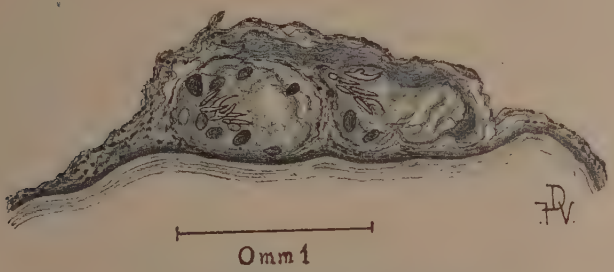

FIG. 4. — « Scolex fantômes » dans la couche germinative d'une capsule proligère cuticulisée.

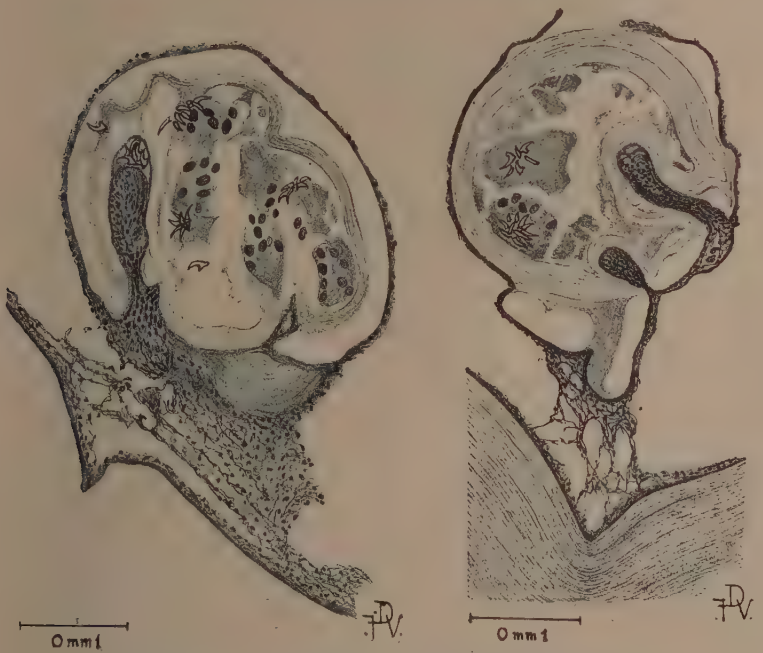

FIG. 5 et 6. — « Scolex fantômes » pédiculisés vers la cavité de capsules proligères en involution cuticulaire.

par l'endo-cuticule anhiste (fig. 5 et 6). Nous désignerons ces formations atypiques par l'expression de *scolex fantômes*. Là encore, sans nul doute, il s'agit de malformations.

D. — Une dernière constatation nous reste à signaler : c'est la présence de petites *boules chitineuses* siégeant dans l'épaisseur de

la membrane germinative maternelle, presque toujours au voisinage du pédicule d'insertion d'une capsule proligère (fig. 7). Suivies d'un bout à l'autre sur les coupes sériées, ces formations apparaissent constituées par un petit globe stratifié en bulbe d'oignon renfermant dans sa petite cavité centrale une substance amorphe faiblement teintée par les colorants, *sans aucun crochet*. Ces globules chitineux ne reconnaissaient donc pas pour origine quelque scolex métamorphosé. Sans aucun doute, on est en présence d'une *déviation de la fonction chitinogène du plasmodium germinatif*.

Fig. 7. — Deux « globules chitineux » (et un scolex fantôme) dans l'épaisseur de la membrane germinative maternelle, au voisinage de l'insertion d'une capsule proligère cuticulisée.

Nous y insistons : de par leur structure, les petits « chitinomes » en question sont parfaitement incapables d'aboutir jamais à une hydatide vivace. Il leur manque, en effet, l'élément constitutif essentiel de toute vésicule échinococcique : une couche germinative interne élaborant, de dedans en dehors, la stratification chitineuse indéfinie de sa cuticule extérieure protectrice. Au lieu de cela, nous assistons ici à une élaboration chitinoïde inversée, à direction centripète — de ce fait, forcément limitée — édifiant, finalement, une sorte de microscopique « kyste dermoïde échinococcique » sans objet comme sans avenir.

Discussion

Peut-être nous objectera-t-on que nous nous sommes trouvé là en présence d'un cas tout à fait exceptionnel, monstrueux à tous égards et auquel on ne saurait accorder de signification générale.

La cuticulisation des capsules proligères procède-t-elle toujours, comme nous venons de le voir, concentriquement, de dehors en dedans, en partant de la couche germinative primitive persistant à leur surface ? S'il en était réellement ainsi, les auteurs qui ont décrit aux éléments en question une *cuticule externe* auraient donc commis une *erreur d'observation ?*

Nous le pensons. Notre opinion se base sur trois ordres d'arguments :

1° On nous accordera, au préalable, que la méthode passablement primitive et grossière de l'examen *in vitro,* seule employée jusqu'à nous, expose à des illusions d'optique que supprime la coupe histologique. Or, sur nos coupes microscopiques sériées, nous avons pu vérifier que non pas une ou deux ou dix, mais que *toutes les capsules proligères cuticulisées* — et nous en avons examiné plus d'une cinquantaine : exactement 56 — *étaient tapissées d'une germinative externe.* Nous pouvons affirmer, d'autre part, qu'*aucune d'elles ne présentait la moindre ébauche d'une germinative interne.*

2° Déjà sur plusieurs capsules proligères cuticulisées que nous avions antérieurement examinées, nous aussi, à l'état frais, entre lame et lamelle, nous avions pu constater, comme Alexinsky, les vestiges d'une *germinative à la surface externe de la cuticule.* Nous avons notamment conservé un dessin très explicite à cet égard, daté du 4 juin 1906 (les éléments en question provenaient d'un kyste hydatique humain).

3° Enfin nous rappellerons que, *à l'état normal,* la mince membrane plasmodiale qui constitue la paroi de la capsule proligère est tapissée INTÉRIEUREMENT par une *pellicule hyaline* dont on peut suivre la continuité avec la cuticule des scolex au niveau du pédicule d'insertion de ces derniers. C'est une disposition que nous avons maintes fois contrôlée. Elle a été récemment vérifiée par F. Coutelen (fig. 8). Tirant parti des affinités tinctoriales de la méthode de coloration de Curtis, cet auteur a pu établir que la pellicule hyaline *interne* des capsules proligères (*pellicule cuticulaire* de Coutelen) était, comme les autres formations cuticulaires des hydatides, « constituée par une substance très voisine de la chitine sinon par de la chitine elle-même ».

En fixant, si nous osons dire, le « sens unique » dans lequel se fait l'élaboration chitineuse au niveau de la paroi capsulaire, cette constatation d'anatomie parasitaire normale vient corroborer nos constatations d'anatomie parasitaire pathologique. Dès lors, on comprend comment l'amplification anormale, monstrueuse, du processus de chitinisation interne des capsules proligères entraîne un

véritable *investissement cuticulaire* des scolex primitivement appendus à la face interne de la paroi proligère. De ce fait, ces scolex se trouvent détachés, isolés et définitivement exclus ; ils sont voués, désormais, à une destruction inéluctable.

Finalement, l'étude histologique conduit à la conclusion que nous avons formulée ainsi : « La cuticulisation des capsules proligères apparaît comme une métamorphose atypique et sans avenir. Elle représente une simple *monstruosité involutive* » (*Soc. de Biologie*, 8 janvier 1927).

Fig. 8. — Pellicule cuticulaire normale des capsules proligères (Préparation du Dr Coutelen).

III. Expérimentation

Reste un dernier procédé d'étude tiré de l'expérimentation. Voyons ce qu'il a donné jusqu'à ce jour.

Dans sa première expérience sur la greffe hydatique (1897), Alexinsky avait injecté dans le péritoine d'un lapin un « mélange de capsules proligères et de scolex ». Au quarantième jour, il trouva, accolées à la paroi abdominale, trois petites vésicules dont la plus grosse, examinée au microscope, se montrait formée d'une cuticule externe et d'une germinale interne. Elle renfermait des scolex irréguliers : « Je ne puis douter, écrivait l'auteur russe, qu'il s'agissait de scolex déjà anciennement détruits dans la capsule

proligère et que c'était la capsule elle-même qui s'était transformée en vésicule hydatique ».

Dans une autre expérience du même genre (expérience 6), le même expérimentateur trouva après 7 mois une tumeur polykystique qui, selon lui, était susceptible de reconnaître la même interprétation : « La vésicule commune s'était formée aux dépens d'une capsule proligère, les petites vésicules aux dépens des scolex ».

Plus près de nous, Dew, utilisant des capsules proligères « soigneusement séparées des scolex libres », les injecte sous la peau, dans les muscles et dans le péritoine du lapin. Ses inoculations deviennent positives. Dans son travail Dew reproduit, comme pièce justificative (fig. IV), la « section d'un kyste de la paroi abdominale du lapin *obtenu par injection intramusculaire de capsules proligères* ». Mais, représentée à un très faible grossissement, la microphotographie en question est dépourvue de valeur démonstrative : elle ne peut apporter aucune preuve de l'origine capsulaire des petits kystes.

Pour qui connaît la fragilité extrême des capsules proligères, il n'est guère douteux que la plupart de ces éléments se sont rompus au cours même de l'inoculation ou par la suite, *en mettant en liberté dans les tissus leurs scolex aptes et toujours prêts à subir l'évolution vésiculaire.* Cela étant, on est bien empêché d'attribuer aux capsules proligères l'origine des kystes échinococciques obtenus de la sorte. Dew soulève d'ailleurs lui-même l'objection : « Il a été démontré que l'injection de scolex isolés peut donner naissance à des vésicules-filles. Il se peut que cela se soit produit dans ces expériences ». Néanmoins, l'auteur australien termine son chapitre par les lignes suivantes : « Je suis convaincu par les observations sur des cas humains que des vésicules-filles peuvent se développer aux dépens des capsules proligères, que ce fait est un résultat logique de l'activité potentielle des cellules de la capsule proligère (*that this is a logical outcome of the potential activity of the brood capsule cells*) et que c'est un processus relativement commun ».

En réalité, les expérimentateurs, en procédant comme ils l'ont fait, ne pouvaient que très difficilement fournir la preuve indiscutable d'une évolution vésiculaire des capsules proligères. Ne pourrait-on rechercher, à l'avenir, une pareille démonstration à l'aide de la « culture artificielle du kyste hydatique » ? Peut-être. Mais alors, on devrait se rappeler qu'avec cette méthode expérimentale encore à l'étude, nombre de capsules se rompent spontanément dans le milieu de culture, qu'elles se retournent face interne en dehors, puis se reconstituent ainsi retournées, — selon un mécanisme que

nous avons observé dès nos premiers essais de scolici-culture et que Coutelen a récemment constaté, de son côté.

Conclusion

De la revue critique à laquelle nous venons de procéder et de l'exposé que nous avons fait de nos observations personnelles, on est, semble-t-il, autorisé à conclure que, loin de caractériser un « processus » évolutif aboutissant à la transformation définitive de ces capsules en hydatides vivaces, la cuticulisation des capsules proligères témoigne, en réalité, d'un « recessus » involutif de ces éléments.

La même signification involutive doit être attachée, croyons-nous, aux globules chitineux stratifiés nés dans la membrane germinative maternelle (formations auxquelles, faute d'une étude histologique précise, nous avions autrefois attribué la signification d'hydatides surprises aux premiers stades de leur développement).

D'où il résulterait, en dernière analyse, que *les scolex jouent dans la genèse des vésicules-hydatiques-filles endogènes non seulement un rôle primordial*, ainsi que nous l'avons toujours soutenu, *mais probablement un rôle exclusif.*

Nous spécifions bien : dans la formation des vésicules-*filles* endogènes, de première génération, et non des vésicules petites-filles, de seconde ou troisième génération. En effet, pour ces dernières interviennent souvent d'autres mécanismes de formation, notamment un processus que nous avons indiqué dès 1902 et sur lequel nous sommes revenu brièvement en 1918 : « Il n'est pas rare, disions-nous, de rencontrer des vésicules-filles affaissées, devenues vitreuses et gélatiniformes, qui renferment dans leurs plis plus ou moins soudés de nouvelles vésicules opalines et rebondies dues à la coalescence et à l'évolution kystique d'îlots survivants de la membrane parenchymale vésiculaire en involution. Il s'agit, en somme, d'une survivance ou d'une réviviscence germinative partielle ».

D'autre part, en parlant de *scolex*, nous n'entendons pas viser les « scolex relativement indifférenciés » dont parle Dew et que cet auteur regarde comme étant « probablement » les *seuls* capables de se transformer en hydatides. Nous visons, au contraire, les scolex complètement évolués, les *orthoscolex hautement différenciés et arrivés au terme de leur développement larvaire*, éléments que nous savons parfaitement aptes et toujours prêts à subir ce que nous avons appelé *l'évolution vésiculaire*. Du processus en question, nous pensons avoir donné, en 1902, une démonstration irréfutable.

Depuis lors, nous avons pu vérifier cette évolution à maintes et maintes reprises. Elle est, au surplus, des plus faciles à reproduire et à contrôler, grâce à l'expérimentation chez le lapin.

Résumé

Les capsules proligères sont, selon nous, incapables de se transformer en vésicules échinococciques viables. Elles ne participent pas à la formation des hydatides secondaires. La cuticulisation représente chez elles une simple métamorphose involutive.

Très probablement, la même impossibilité s'oppose à la naissance d'hydatides-filles directement aux dépens d'éléments indifférenciés du plasmodium germinatif de la membrane-mère.

Dans l'échinococcose humaine, c'est, en définitive, aux scolex que revient le rôle primordial, sans doute même le rôle exclusif, dans la formation des hydatides endogènes de première génération.

Bibliographie

Alexinsky (J.-P.). — Experimentelle Untersuchungen über die Verimpfung des multiplen *Echinococcus* in der Bauchhöhle. *Arch. f. klin. Chirurgie*, LVI, 1898, p. 12.

Braun. — Vermes. *Bronn's Klassen und Ordnungen des Tierreichs*, 1900, VI, p. 1554.

Bremser. — *Ueber lebende Würmer im lebenden Menschen*, Wien, 1819. Edition de Blainville, Paris, 1828, p. 297.

Coutelen (F.). — Essai de culture *in vitro* de scolex et d'hydatides échinococciques. *Annales de Parasitologie*, V, n° 1, 1er janvier 1927, p. 1-19.

Dévé (F.). — De l'échinococcose secondaire. *Thèse de Paris*, 1901, p. 55-59 et 243.

— Sur l'origine des vésicules hydatiques-filles. *C. R. soc. biol.*, 10 mai 1902.

— Sur l'évolution kystique du scolex échinococcique. *Archives de Parasitologie*, VI, n° 1, 1902, p. 54.

— La forme multivésiculaire du kyste hydatique. Ses conditions pathogéniques. Ses relations pathologiques. *C. R. soc. biol.*, LXXIX, p. 391, 6 mai 1916.

— Le kyste hydatique multivésiculaire du foie. *Revista de la Asoc. méd. argentina*, XXVI, n° 148, p. 143, marzo 1917.

— Les vésicules hydatiques-filles. Leurs origines. Leurs conditions pathogéniques. *La Presse médicale*, 8 août 1918.

— Infantilisme hydatique. *C. R. soc. biol.*, LXXXIII, 1920, p. 720.

— Evolution vésiculaire du scolex échinococcique obtenue *in vitro*. La culture artificielle du kyste hydatique. *C. R. soc. biol.*, XCIV, 1926, p. 440.

— Les capsules proligères participent-elles à la formation des vésicules hydatiques secondaires ? *C. R. soc. biol.*, XCVI, 1927, p. 18.

Dew (H.-R.). — Daughter Cyst Formation in Hydatid Disease : Some Observations on its Causation and Effects. *The med. Journ. of Australia*, 24 oct. 1925, p. 497.

Dew (H.-R.). — The Mecanism of Daughter Cyst Formation in Hydatid Disease. *The med. Journ. of Australia*, 24 avr. 1926, p. 451.

Eschricht. — Ueber Echinocokken. *Oversigt klg. danske vid. Selsk. Forhdl.*, 1856, p. 127-131, trad. in *Zft f. die ges. Naturwiss.*, 1857, t. X, p. 231-235.

Himly. — Beobachtung und Beschreibung des Finnenwurms. *Journ. de Hufeland*, déc. 1809, p. 115 (d'après Bremser).

Moniez (R.). — Essai monographique sur les Cysticerques. *Travaux de l'Institut zoologique de Lille*, III, 1880, p. 98.

— *Traité de Parasitologie*. Paris, 1896, suppl., p. 233.

Naunyn (B.). — De echinococci evolutione. *Diss. inaug. zootomica*. Berolini, MDCCCLXII, p. 25.

— Entwicklung des Echinokokkus. *Arch. f. Anat. u. Path.*, 1862, p. 631.

Rasmussen (V.). — Bidrig til Kundskaben om Echinococcernes Udvikling hos Mennesket. *Thèse de Doctorat*, Copenhague, 1866.

Thomas (J.-D.). — *Hydatid Disease*. Adelaïde, 1884, p. 102.

RECHERCHES EXPÉRIMENTALES SUR QUELQUES PRODUITS EMPLOYÉS DANS LE TRAITEMENT DE LA DYSENTERIE AMIBIENNE

Par **J. SAUTET**

Avant de partir en mission pour l'Amérique du Sud, le prof. Brumpt nous avait demandé de comparer l'action de l'émétine sur l'*Entamœba dysenteriæ* et l'*Entamœba dispar* en culture.

Personne n'ayant encore étudié *in vitro* l'action de l'émétine sur l'*E. dispar*, notre maître pensa qu'il était peut-être possible de donner, par cette méthode, un caractère différentiel nouveau à cette dernière espèce, nettement différenciée par ailleurs.

Entraîné par notre sujet nous avons, en outre, étudié l'action de différents médicaments sur les cultures d'amibes et établi une discussion à propos de notre expérimentation.

Le traitement de la dysenterie amibienne a fait ces dernières années des progrès considérables : aussi les cas de guérison rapportés par de nombreuses statistiques sont-ils impressionnants. Mais on a peut-être abusé du terme de « *médicament spécifique* » et on en est convaincu quand on regarde la grande quantité de produits préconisés.

Cependant, pour cette question du traitement, l'avis des médecins doit être le premier considéré.

Que nous disent les chiffres qu'ils publient ? C'est qu'en dehors des multiples produits employés seulement dans des cas particuliers (quinine, acriflavine, novarsénobenzol, tréparsol, auremetine, nitrate d'argent, etc.), on possède actuellement pour combattre l'amibe trois médicaments puissants, qui sont : dans les cas aigus, l'*émétine*, et dans les cas chroniques, le *stovarsol* et le *yatren 105*.

Or, parmi ces 3 médicaments, dont l'activité est certaine, il en est deux qui le semblent peu dans les expériences sur les amibes en culture. Aussi devons-nous toujours nous rappeler que même si des résultats expérimentaux ne semblent pas entièrement confirmer la valeur d'un médicament, nous sommes obligés de reconnaître ses propriétés curatives, lorsqu'il permet au médecin d'enregistrer des guérisons irréfutables.

Annales de Parasitologie, t. V, n° 4. — 1er octobre 1927, p. 329-343.

Le rôle de l'expérimentateur se borne donc à chercher comment les médicaments agissent sur le parasite, que cette action soit directe ou indirecte.

Des recherches anciennes nous ne retiendrons que celles de Vedder et de Rogers ; et, plus près de nous, celles de Sellard et Leiva. Malheureusement, comme à cette époque la culture des amibes était inconnue (tout au moins celle de l'*Entamœba dysenteriæ*), la recherche du pouvoir « *amibicide* » des diverses substances était difficile à constater sur des organismes si fragiles.

Mais après la découverte de Boeck et de Drbohlav, cette lacune fut comblée et plusieurs travaux importants parurent sur l'action de diverses substances sur les cultures d'amibes. Ce furent d'abord celui de Kofoid et Wagener en 1925, puis de Dobell et Laidlaw en 1926, et de Vogel en 1927. Mais on est surpris de trouver de grands écarts dans les conclusions de ces différents auteurs et c'est alors que l'on s'aperçoit du peu de valeur de cette méthode dont on attendait beaucoup.

Nous avons repris quelques-unes de ces expériences, et cela d'autant plus facilement que des chiffres approximatifs nous étaient fournis par les travaux précédents, nous évitant ainsi bien des tâtonnements.

Comme nous nous y attendions, les résultats obtenus ont souvent été discordants : aussi tout notre effort s'est-il porté vers la recherche des causes amenant de telles variations dans les chiffres.

Expérimentation de diverses substances sur les cultures d'amibes

1. Techniques. — Les recherches suivantes ont été faites sur des amibes (*E. dysenteriæ* et *E. dispar*) cultivées suivant la méthode de Boeck et Drbohlav, sur milieux de Dorset ou L.-E.-S. (Locke-Egg-Sérum), additionnés d'amidon de riz en grains. Aux tubes, contenant la partie solide du milieu, nous ajoutons le milieu liquide dans lequel se trouve en solution le médicament à étudier (1), en proportions voulues. Le tout est porté à l'étuve à 37° : on laisse pendant 1 ou 2 heures, puis on ensemence, en même temps qu'un tube témoin. Les cultures sont alors examinées le lendemain.

Les chiffres d'amibes, que nous donnons comme résultats, sont obtenus en examinant entre lame et lamelle une goutte provenant du râclage de la surface solide du milieu de culture : examen fait

(1) Les produits employés proviennent des maisons suivantes :
Émétine, céphéline, ipéca : Laboratoires Clin, Paris. Stovarsol, 914, 606, iodure double de bismuth et d'émétine : Etablissement Poulenc, Paris. Yatren 105 : Institut Behring, Marbury-Lahn.

à l'étuve chauffante à l'objectif 2 et à l'oculaire 9 d'un microscope *Stiassnie* et en comptant le nombre d'amibes dans un seul champ.

Renseignements sur les souches d'amibes employées. — Pour nos expériences, nous avons employé 3 souches dont voici l'origine exacte :

I. *Culture 1* (*S.*). — Les amibes de cette culture proviennent des selles glaireuses et sanglantes d'un malade C. atteint d'une dysenterie amibienne contractée il y a 1 an 1/2 en Indochine et rebelle jusqu'en mai 1927 à la thérapeutique habituelle, date à laquelle une série d'émétine amena une stérilisation.

II. *Culture 2* (*S*). — Culture d'amibes dysenteriques à partir d'un malade P. atteint depuis 2 ans d'une dysenterie amibienne aiguë, rebelle à toute thérapeutique, dysenterie contractée au Maroc.

III. *Culture 3* (*S.*). — Les amibes de cette culture proviennent de kystes à 4 noyaux chez un porteur sain. Ces kystes, isolés et ensemencés suivant la méthode de « Yorke et Adams », nous ont été procurés par notre ami et collègue Bidegaray, avec qui nous avons étudié ce cas. « *Observation « du malade A. porteur de ces kystes :* Age : 20 ans. Né à Lille. Actuelle- « ment ce malade est hospitalisé au Val-de-Grâce, dans le service du « Pr Jausion, pour blennorragie. Ce jeune homme n'a jamais quitté la « France et n'a eu aucun contact avec des coloniaux. Il ne présente aucun « passé intestinal, sauf une constipation assez opiniâtre » (Bidegaray).

A partir de ce malade nous faisons des cultures sur L. E. S. avec amidon de riz. Puis nous avons inoculé plusieurs fois consécutives ces cultures au chat.

1° Le chat n° 1 B. S., pesant 600 gr., est inoculé, suivant la méthode de Drbohlav, le 20 janvier 1927, avec 6 tubes de cultures aux 5e et 6e passages, riches de 5 à 50 amibes. Le 21, le chat est débouché, il ne présente pas d'amibes, aussi nous le réinoculons le 25 janvier avec 6 autres tubes riches de 20 à 50 amibes. Ce chat meurt le 30 janvier sans avoir présenté la moindre amibe dans ses selles. L'autopsie montre un intestin parfaitement normal.

2° Le chat n° 2 B. S., pesant 650 gr., est inoculé suivant la même méthode le 2 février 1927 avec 6 autres tubes au 16e passage et contenant un grand nombre d'amibes. Ce chat reste encore complètement négatif. Aussi nous le réinoculons le 7 février avec 8 tubes de cultures au 23e passage. Les selles continuent à se montrer négatives. Enfin nous faisons une nouvelle inoculation le 19 février avec 8 tubes de cultures au 33e passage. Le chat débouché le 20 est négatif. Le 21, nous voyons 4 amibes très mobiles et non hématophages dans les selles. Le 22 et les jours suivants, l'examen quotidien se montre toujours négatif.

Ce chat est alors sacrifié le 9 mars et l'autopsie montre un intestin normal.

3° Le chat n° 3 B. S., pesant 400 gr., est alors inoculé le 14 mars avec 4 tubes de cultures au 58e passage contenant 10 à 100 amibes. Il est débouché le 16 mars et ne présente aucune amibe. Il meurt spontanément

le 22 mars, toujours négatif et l'autopsie ne montre aucune lésion intestinale.

Malgré le passage sur milieux de culture avec amidon, ce cas est bien pour le Pr Brumpt un cas d'*E. dispar*, vu le nombre, la répétition des inoculations au jeune chat et le pouvoir pathogène si faible, puisque dans un seul examen quelques amibes ont seulement été constatées. Pour des raisons indépendantes de nous, les selles du malade n'ont pu être inoculées directement au chat. Aussi le Pr Brumpt pense-t-il que si cette inoculation avait été faite, on aurait logiquement pu avoir des infections passagères très nettes comme celles qu'il a décrites dans le *Bulletin de l'Académie de Médecine* en 1925 (XCIV, n° 35) et par là-même confirmer ce cas d'*Entamœba dispar*.

2. Action de l'ipéca. — Pour connaître l'action de l'ipéca nous avons dû ajouter *directement* une quantité de poudre déterminée dans chaque tube, avant l'ensemencement, ce qui nous a permis, dans ce cas, de n'avoir que des résultats approximatifs.

L'examen des cultures a été fait le lendemain de notre repiquage, comme de coutume.

Des tubes témoins ensemencés en même temps et en partant de la même souche nous ont permis de comparer les résultats.

Le tableau résume ce que nous avons fait :

Concentration de l'ipéca	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 50	0	10-20
1 p. 100	1 en tout par lamelle	10-20
1 p. 200	1	20
1 p. 500	10-20	20

L'ipéca semble donc n'avoir qu'une influence faible sur les amibes, sauf à de très grandes concentrations : 1 p. 50, 1 p. 100.

3. Action de l'émétine. — Contrairement à certains auteurs nous avons trouvé à l'émétine une toxicité, pour les amibes, plus faible que celle généralement admise.

Mais nous savons trop la difficulté d'obtenir des expériences comparables avec des cultures aussi souillées et variables, pour nous étonner de résultats discordants :

Nous avons surtout étudié l'action comparée de l'émétine sur l'*E. dysenteriæ* et l'*E. dispar*. Voici nos résultats pour l'*E. dispar* (Culture 3 S.) :

Concentration de l'émétine	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 500	0	2-10
1 p. 1.000	0-1	10-15
1 p. 10.000	1-5	10-15

Voici, d'autre part, nos chiffres pour l'*E. dysenteriæ* (Culture 1) :

Concentration de l'émétine	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 1.000	0-1	1-20
1 p. 10.000	5-6	15-30

L'*E. dysenteriæ* et l'*E. dispar* semblent donc se comporter d'une façon toute semblable vis-à-vis de l'émétine *in vitro* et il est impossible de trouver là un caractère différentiel entre les 2 espèces par cette méthode.

4. Action de la céphéline. — Avec les souches d'amibes précédentes nous avons, par contre, trouvé les mêmes résultats que Dobell. Comme lui, disons que la céphéline est plus nocive que l'émétine pour les amibes en culture.

Concentration en céphéline	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 25.000	0	50
1 p. 50.000	0	100
1 p. 75.000	0-2 dans toute une lamelle	50
1 p. 100.000	20	50
1 p. 200.000	30-40	50

5. Action de l'iodure double d'émétine et de bismuth. — L'iodure double d'émétine et de bismuth se montre assez peu actif pour la destruction des amibes en culture.

On trouve:

Concentration en iodure double	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 50.000	5-6	10
1 p. 1.000	1-2	3-10
1 p. 500	0-1-2-0	10-20
1 p. 100	0	10-20

Mais comment agit ce produit ? car le lendemain de l'ensemencement la culture devient noire par dépôt probable de bismuth ; il est, en effet, possible qu'il se passe dans les tubes de culture ce qui se produit chez l'homme, c'est-à-dire un dédoublement du corps avec mise en liberté d'émétine et dépôt de bismuth.

Ces résultats ne sont donc plus pour nous surprendre car ils concordent assez bien avec ceux obtenus pour l'émétine.

6. Action du stovarsol. — A côté de la réelle efficacité du stovarsol dans l'amibose : nous ne lui reconnaissons qu'une faible toxicité envers les cultures d'amibes.

Voici les résultats obtenus avec ce produit :

Concentration en stovarsol	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 100	0	10
1 p. 200	0	10
1 p. 600	0	10-15
1 p. 1.000	2-5	10-15

Le stovarsol n'agit donc pour empêcher la culture des amibes qu'à une concentration supérieure à 1 p. 1.000 : dose jamais atteinte au cours d'un traitement anti-dysentérique.

Doit-on en conclure que ce produit est un mauvais médicament contre les amibes ? Non, évidemment, car les chiffres ne valent que pour les cultures, c'est-à-dire ne valent pas grand'chose, comme nous le démontrerons plus loin.

7. Action du novarsénobenzol. — Le novarsénobenzol nous a semblé être très actif sur les amibes.

Est-ce par action directe ou indirecte après décomposition en

présence des multiples bactéries du milieu de culture ? Il nous est encore impossible de répondre.

Concentration en novarsénobenzol	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 100	0	5-10
1 p. 500	0	5
1 p. 1.000	0	5-20
1 p. 5.000	0	5-20
1 p. 10.000	0	2-15
1 p. 50.000	1-2	2-30
1 p. 100.000	2-10	10-30

8. Action du yatren 105. — A côté du stovarsol, il nous paraît intéressant d'étudier le *yatren 105*, employé comme lui surtout au cours des dysenteries chroniques, rebelles à l'action de l'émétine.

Là encore, nous avons dû reconnaître que le pouvoir anti-amibien *in vitro* diffère beaucoup du pouvoir *in vivo* et ne peut, dans la pratique, donner aucune indication, si on se borne à ces simples constatations.

Nos résultats sont les suivants :

Concentration en yatren	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 100	0	20
1 p. 200	0	10-15
1 p. 400	4 dans toute une lamelle	20
1 p. 600	1-6-10	5-20

9. Action du sublimé. — A côté de l'action des substances réputées anti-amibiennes par les médecins, nous avons expérimenté certains corps antiseptiques courants :

Concentration en sublimé	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 250	0	50
1 p. 500	10	10
1 p. 1.000	2-3	20
1 p. 2.000	5	50
1 p. 200.000	10	10-20

Le sublimé ne semble pas avoir une action très intense sur les amibes, malgré son pouvoir toxique habituel très élevé.

10. Action de l'iode. — L'iode qui se fixe si facilement sur les amibes, aussi bien à l'état de kystes que de formes végétatives, nous a semblé intéressant à étudier ?

Mais l'iode étant insoluble dans la solution « locke-sérum », pour le dissoudre, nous avons été obligés d'ajouter de l'iodure de potassium. Ce produit (aux doses employées) ne semble pas nuire beaucoup au développement des amibes. Du reste si l'on considère l'iode comme « médicament théorique *possible* », on est bien obligé d'admettre son association à un solvant pour son administration facile et il nous semble rationnel d'étudier le mélange (I et KI).

Voici les résultats trouvés :

Concentration en I avec KI q. s. pour dissoudre	Examen de la culture 24 heures après	Examen du tube témoin
1 p. 600	2 cadavres dans toute une lamelle	100
1 p. 1.000	2-20	2-50
1 p. 2.000	100	10-20
1 p. 50.000	5	20
1 p. 100.000	50	50
1 p. 200.000	25	50

L'amibe nous paraît relativement peu sensible à l'action de l'iode avec l'iodure de potassium, ce qui peut étonner *à priori*. Or nous allons voir que ces résultats ne sont en réalité pas justes et demandent certaines rectifications.

Discussion des résultats obtenus

1. Remarques générales sur la valeur de la méthode employée dans ce travail. — Ces remarques aussi vieilles que la méthode, nous semblent devoir être rappelées.

Nous commencerons cette discussion en essayant d'élucider la valeur réelle de l'iode comme amibicide (ou tout au moins d'une façon approximative). Nous avons du reste étudié ce corps dans le but de montrer les causes d'erreur possibles, qui, dans ce cas particulier, sont faciles à mettre en évidence. Ce qui nous permettra de dire : puisque ce produit subit des transformations en présence

des milieux de culture, n'en est-il pas de même pour les autres ? Il s'en suivra donc une *grande prudence* dans les conclusions que nous tirerons de l'étude de l'action des médicaments sur les cultures : *tel est le but principal de notre discussion* et nous n'ambitionnons pas une détermination exacte du pouvoir amibicide des diverses substances, que seul un chimiste exercé serait dans la possibilité d'entreprendre ?

2. Que doit-on penser de l'action anti-amibienne de l'iode ? — Dans le cas de l'iode les causes d'erreur sautent aux yeux, à cause des réactions colorantes qu'entraîne son adjonction aux milieux. Les tubes de Dorset et L. E. S. de Boeck et Drbohlav communément employés sont constitués en majeure partie par de l'albumine : aussi est-on certain d'avance d'avoir des combinaisons chimiques avec l'iode, comme le dit le prof. Carnot dans son *Précis de Thérapeutique :* « ...la plupart des antiseptiques, étant des coagulants « de l'albumine, agissent mal en milieu albumineux. Par exemple « si l'on compare le pouvoir antiseptique du sublimé, du formol, « sur des cultures en bouillon et en sérum, les chiffres sont très « différents : très antiseptiques en bouillon, ces corps ont un pou- « voir antiseptique réduit en milieu albumineux. Il y a là un point « de première importance... »

Dans nos expériences nous sommes partis d'abord d'une solution d'*iode* à 1 p. 1.000 dans un liquide ainsi constitué :

Ringer	7
Sérum de cheval ou humain	1

avec une quantité d'*iodure de potassium* nécessaire pour dissoudre.

Cette solution est ajoutée à la partie solide d'un tube de Dorset : après un jour de contact le liquide est beaucoup moins jaune ; de toute évidence il s'est transformé.

Si, à ce moment on retire le liquide et qu'on l'agite dans un tube à essai avec du chloroforme : au lieu de voir ce dernier prendre une teinte mauve, il reste parfaitement clair : l'iode n'existe plus à l'état libre.

Comme nous n'ensemençons les amibes dans les tubes qu'après les avoir laissés pendant une heure à l'étuve nous avons cherché au contact de combien d'iode libre se trouvaient alors les amibes :

1° Nous prenons d'abord une solution approximative d'iode dans le Ringer-sérum.

2° Nous dosons cette solution par l'hyposulfite de soude en présence d'empois d'amidon comme indicateur coloré :

Nous trouvons comme résultat :

solution d'iode à : $\frac{0,6858}{600}$.

A cette concentration, entre lame et lamelle, les amibes meurent assez rapidement.

3° On recouvre de cette solution le milieu solide (œuf coagulé) pendant une heure.

4° On dose à nouveau la quantité d'iode en liberté dans ce liquide.

On trouve alors :

solution d'iode à : $\frac{0,381}{600}$.

Les amibes meurent dans ce tube, on peut donc dire qu'elles sont beaucoup plus sensibles à l'action de cet antiseptique que les chiffres d'iode ajoutés ne le laissaient entendre.

Car au lieu d'une mort à : $\frac{0,68}{600}$,

On a une mort à : $\frac{0,38}{600}$.

Et peut-être moins encore car avec le temps la concentration en iode libre dans les tubes diminue pour finalement arriver à 0.

3. Le stovarsol a-t-il une action directe sur les amibes ? — Dans sa thèse (Paris, 1925), Sanglier disait : « Il ne semble pas irrationnel de rattacher le mode d'action encore méconnu du stovarsol à un processus sensiblement analogue à celui que subit le novarsénobenzol » (formation d'un complexe biologique selon l'hypothèse de Levaditi).

Ces idées étant les nôtres nous avons essayé de les expliquer par l'expérience.

Nous avons en partie suivi la méthode de Levaditi.

Technique employée. — 1° On sacrifie un chat de 600 à 700 grammes par saignée (chats 1 *bis*, 2 *bis* et 3 *bis* S.). On recueille le foie (sans sa vésicule biliaire), l'estomac et l'intestin grêle, dans des récipients différents.

2° On hache et on triture dans un mortier, séparément, ces trois organes auxquels on a ajouté 20 centimètres cubes de liquide de Ringer.

On centrifuge rapidement ces trois solutions pour enlever les grosses particules.

On recueille dans 3 tubes les solutions surnageant.

3° On répartit ces solutions comme il suit :

a) émulsion de foie, 2 cc. ;

solution de stovarsol à 1 p. X, dans Ringer-sérum, 2 cc. ;
b) émulsion de foie, 2 cc. ;
solution de Ringer-sérum, 2 cc. ;
c) émulsion d'estomac 2 cc.;
solution de stovarsol à 1 p. X, dans Ringer-sérum, 2 cc. ;
d) émulsion d'estomac, 2 cc. ;
solution de Ringer-sérum, 2 cc. ;
e) émulsion d'intestin grêle, 2 cc. ;
solution de stovarsol à II p. X, dans Ringer-sérum, 2 cc. ;
f) émulsion d'intestin grêle, 2 cc. ;
solution de Ringer-sérum, 2 cc. ;

A chacun de ces tubes (laissés pendant 1 heure à 37°) on ajoute 7 gouttes de culture d'amibe riche, en même temps qu'on ensemence des tubes témoins.

Le taux des solutions de stovarsol employées est indiqué pour chaque expérience. Puis les cultures sont examinées le lendemain.

Voici le résultat de nos expériences sur l'*E. dysenteriæ* (culture 1 S.) :

Nature du tube de culture	Examen 24 heures après l'ensemencement stovarsol à :			
	1 p. 2.000	1 p. 4.000	1 p. 2.000	1 p. 4.000
L.-E.-S. et estomac	15-30	.....	10	
Estomac et stovarsol	5-10	.....	?	
Tube témoin	15-100	.....	1-7	
Intestin grêle L.-E.-S.	?	.....	$\frac{1}{50}$	
Intestin grêle et stovarsol	?	.....	?	
Tube témoin	2-5	.....		
Foie L. E. S.	2-3	2-3	2-20	5-20
Foie et stovarsol	2 en tout par lamelle	0	3 en tout par lamelle	7 en tout. Aspect picqueté. 2 seulement sont vivantes d'une façon certaine.
Tube témoin	10-15			

Quelles conclusions allons-nous tirer de ces expériences ? Les chiffres ne sont pas assez formels pour permettre d'être affirmatif. Cependant il nous semble possible d'admettre une plus grande toxicité du stovarsol en présence du foie, que normalement.

Nous devons aussi remarquer sur ce tableau, le peu d'influence du milieu stomacal sur les amibes mobiles ; et l'on peut se demander si l'infection par la voie buccale, en partant de formes végétatives, n'est pas possible, contrairement à l'opinion de la plupart des auteurs.

Quant à l'action de l'extrait d'intestin grêle sur les cultures, son action défavorable en l'absence de toute substance toxique nous demandera de nouvelles expériences.

4. **Chlorhydrate d'émétine et sérum.** — Les doses diverses d'émétine ne tuent les amibes qu'après un contact prolongé avec les cultures.

Ceci semble à première vue en désaccord avec les expériences de Vedder et Rogers, car *a priori* on ne s'attend pas à cette action assez lente de l'émétine.

D'autre part, nous nous trouvons en clinique en présence de faits, qui sont, là aussi, différents. Les médecins sont en effet presque unanimes à constater l'action très rapide de doses même relativement très faibles de chlorhydrate d'émétine, par rapport au poids du sujet traité.

Comment expliquer cette apparente contradiction ?

Nous avons dans ce but émis l'hypothèse suivante : le sang contenant du chlorhydrate d'émétine n'est-il pas plus toxique qu'une solution aqueuse de ce dernier produit ?

Voici les quelques expériences que nous avons ébauchées dans ce but :

On injecte par voie intra-veineuse (veine fémorale) à un chat de 700 grammes (chat n° 5 *bis* S.) une solution de chlorhydrate d'émétine (0 gr. 10 dans 2 cm³ d'eau physiologique). On pousse lentement l'injection. Le chat meurt avec une vaso-constriction intense. On recueille rapidement le sang dont on étudie la toxicité sur des cultures d'amibes dans des tubes de L.-E.-S. à 37° pendant 24 heures.

On ajoute quelques gouttes (leur nombre est donné dans le tableau), soit de sang total, soit de sérum, soit de globules. L'examen des tubes est fait le lendemain en même temps que celui de tubes témoins, qui permettent d'interpréter les résultats.

Tableau des résultats obtenus :

Partie du sang ajoutée ou sérum	Nombre de gouttes ajoutées	Examen après 24 heures	Examen du tube témoin
Sang normal.....	VII	5-10	5-10
Sang du chat 5 *bis* S. (Emétine).....	V	3 kystes et qq. formes mobiles	5
Globules du chat 5 *bis* S. (Emétine).....	V	1-4	10
Sérum normal d'un chat.	XX	1-2	5
Sérum du chat 5 *bis* S. (Emétine).....	VII	0	5-20
id.	V	0	5-15
id.	III	0	2-10
id.	II	3 dans toute une lamelle	1-10
id.	I	4 dans toute une lamelle	10-20

Or, un tube contient environ 1 gramme de liquide « Ringer sérum », de plus, chaque goutte ajoutée avec notre pipette pèse (sérum du chat) : 0 gr. 05. Enfin on peut admettre que les 0 gr. 10 d'émétine injectée se sont répartis dans le sang (et ne se sont guère encore fixées sur les organes), c'est-à-dire dans environ 70 gr. Ces chiffres sont très approximatifs, mais il est bien certain que la quantité d'émétine, qui serait arrivée au contact des lésions intestinales, aurait été encore beaucoup plus faible que celle que nous donnons.

On peut donc dire après avoir fait le calcul dans chaque cas que les amibes en culture sont *rapidement tuées en 24 heures* par l'émétine à I pour X, en solution dans le sérum.

VII gouttes, sérum et émétine..... 0 amibes..... 4,9 p. 10.000
V — — ..... 0 — ..... 3,5 p. 10.000
III — — ..... 0 — ..... 2,1 p. 10.000

II gouttes, sérum et émétine.....	3	en tout.....	1,4 p. 10.000
I — —	4	—	0,7 p. 10.000

Donc à des concentrations égales dans des solutions différentes, l'action de l'émétine est plus intense et rapide quand elle se trouve dans le sérum et de plus cette action est beaucoup plus rapide.

De plus comme nous nous y attendions, d'après les travaux de Maurel, les hématies sont moins nocives pour les amibes que le sérum.

Remarquons aussi que l'adjonction de sang total avec émétine a amené l'enkystement dans une culture qui n'en avait jamais présenté. Est-ce dû à l'action de la faible dose du médicament ? Ce serait un point intéressant à préciser à cause des doses faibles initiales employées en thérapeutique.

Résumé

1° L'*E. dysenteriæ* et l'*E. dispar* ne peuvent se distinguer dans les cultures par leur différence de sensibilité à l'émétine. La toxicité de ce produit est la même pour les deux espèces *in vitro*.

2° Nous avons étudié l'action des divers médicaments sur les cultures d'amibes.

Les amibes sont tuées en 24 heures aux doses suivantes :

Emétine.....	1 p.	500 - 1 p. 1.000
Céphéline.....	1 p.	50.000 - 1 p. 75.000
Ipéca.....	1 p.	50 - 1 p. 100
Iodure double d'émétine et de bismuth	1 p.	500 - 1 p. 100
Stovarsol.....	1 p.	600
Yatren.....	1 p.	200 - 1 p. 400
914.....	1 p.	10.000 - 1 p. 50.000
Iode.....	1 p.	600
Sublimé.....	1 p.	250

3° Nous avons fait la critique de la méthode :

a) L'iode est beaucoup plus nocif pour les amibes *in vitro*, que l'expérimentation sur les cultures ne le prouve.

b) Le stovarsol semble plus actif en présence d'extrait de foie qu'ajouté directement aux cultures.

c) L'émétine a un pouvoir amibicide plus rapide en solution dans le sérum que dans une solution aqueuse ordinaire.

Bibliographie

Brumpt. — Etude sommaire de l'*Entamœba dispar* n. sp. *Bull. Acad. Médecine.* Paris, XCIV, 1925, p. 1.

— Individualité de l'*Entamœba dispar*. *Bull. soc. path. exot.*, XIX, 1926, p. 399.

Boeck et Drbohlav. — The cultivation of *Endamœba histolytica*. *Proc. Nat. Acad. Sc.*, II, 1925, p. 235.

— The cultivation of *Endamœba histolytica*. *Amer Journ. of hygiene*, V, 1925, p. 371.

Dobell et Dale. — Experiments on the therapeutics of amœbic dysentery. *Journ. Pharmacol. and exp. Therap.*, V, p. 339.

Dobell et Laidlaw. — On the cultivation of *E. histolytica* and some other Entozoic Amœba. *Parasitology*, XVIII, 1926, p. 283.

— The action of Ipecacuanha alkaloid on *E. histolytica* and some other Entozoic Amœbian culture. *Parasitology*, XVIII, 1926, p. 266.

Drbohlav. — Une nouvelle preuve de la possibilité de cultiver *E. dysenteriæ* type *histolytica*. *Ann. Parasit.*, III, 1925, p. 349.

Kofoid et Wagener. — Studies on the effect of certain drugs upon *E. dysenteriæ* in vitro. *Univ. California Public Zool.*, XXVIII, 1923, p. 155.

Levaditi. — Le mécanisme d'action des dérivés arsenicaux dans les trypanosomiases. *Bull. Institut Pasteur*, XXIII, 1909, p. 604.

Maurel. — I. Action du chlorhydrate d'émétine sur les éléments figurés de notre sang. II. Note sur l'ordre de sensibilité et de toxicité des principaux éléments anatomiques sous l'influence de l'émétine. *C. R. soc. biol.*, 1901, p. 996.

Rogers. — The rapid Cure of Amœbic dysentery and hepatitis by hypodermic injections of soluble salts of Emetine. Further experience of the specific curative action in Amœbic disease of hypodermic injections of soluble salt of Emetine. *Brit Med. Journ.*, juin et août 1922, p. 1424.

Sellard et Leiva. — Experimental therapy of amœbic dysentery. *Journ. Pharm. and experim. Therap.* Baltimore, XXII, 1924, p. 467.

— Investigations concerning the treatment of amœbic dysentery. *Philippine Journ. Sc.*, XXII, 1923, p. 37.

Vedder. — An experimental study of the action of Ipecacuanha on Amœba. *Far Eastén Assoc. Trop. Med. Trans. Second Biennal Congress held at Hongkong* 1912, p. 87.

Vogel. — Ueber Kulturen der Ruhramöbe und deren Beeinflussung durch Yatren. *Arch. f. Schiffs u. Trop. Hyg.* XXXI, 1927, p. 74.

Yorke et Adams. — I. Development of cysts. Excistation and development of encysted amœba in vitro. II. Longevity of the cysts in vitro, and their resistance to heat and to various drugs and chemicals. *An. Trop. Med. and Parasit.*, XX, 1926, p. 279.

Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris.

MYCÉTOME ACTINOMYCOSIQUE A GRAINS JAUNES A SAN SALVADOR

Par A. REINA GUERRA (1)

Ce cas a été trouvé à l'hôpital Rosales de San-Salvador, dans le service du Dr Guillermo Gonzalez, qui a bien voulu nous en confier l'étude mycologique.

Il s'agit d'un mycétome du pied, chez un homme de 65 ans, métis, journalier et marchant pieds nus, originaire de La Libertad, port situé sur l'Océan Pacifique, dans l'Etat de San-Salvador. Cet homme, charron de son métier, avait vu apparaître depuis deux ans une tumeur localisée au pied gauche. Il avait souvent été piqué aux deux pieds par des épines d'une cactée nommée *Saite* (*Acanthocereus pentagonus* (L.) Britt. et Rose. Le malade ne peut fournir de détails précis sur l'évolution de la tumeur qui paraît avoir débuté à la partie dorsale du pied : les foyers de suppuration semblent n'avoir apparu qu'au bout d'un an.

Aspect de la tumeur. — Au moment où nous examinons le pied, celui-ci paraît être envahi dans sa totalité (fig. 1, 2, 3). On aperçoit de nombreux trajets fistuleux, aussi bien sur la partie dorsale que sur la face plantaire : ces trajets s'ouvrent à la surface de la peau par des pertuis cratériformes. La tumeur est douloureuse, surtout à la pression. Le pied est envahi jusqu'à la malléole, y compris l'articulation tibio-tarsienne. Les muscles et les tendons ne paraissent pas atteints car le malade exécute sans difficulté divers mouvements du pied. Les os sont notablement altérés, ainsi que le montrent les radiographies exécutées par le Dr David Escalante, chef du service de physiothérapie à l'Hôpital Rosales. Il y a décalcification et destruction des os du tarse et des extrémités postérieures des métatarsiens. On observe aussi une décalcification générale de tous les autres os du pied, une néoformation osseuse sur les faces supérieure et inférieure du calcaneum, de l'hypertrophie des tissus mous et de la périostite surtout au niveau du 5e métatarsien et à l'extrémité inférieure du tibia. L'état général du malade est satisfaisant. La

(1) Traduit de l'espagnol par le Dr M. Langeron.

Annales de Parasitologie, t. V, n° 4. — 1er octobre 1927, p. 344-355.

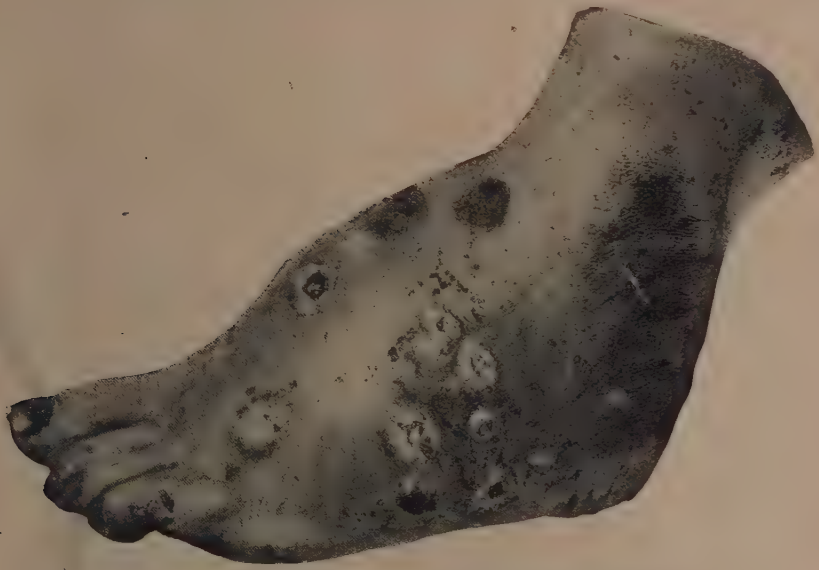

FIG. 1. — Aspect de la tumeur. Face externe du pied gauche.

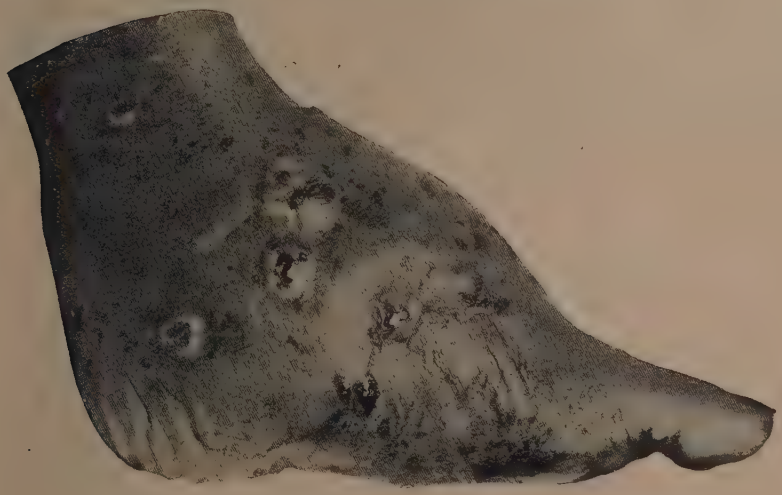

FIG. 2. — Aspect de la tumeur. Face interne du pied gauche.

réaction de Bordet-Wassermann est négative, ainsi que la recherche du bacille de Koch dans le pus.

Etude des grains jaunes. — Ces grains sont de couleur jaune clair ; leurs dimensions varient de 50 à 200 μ de diamètre. Ils ont un aspect mamelonné ; ils sont plus denses que l'eau, de consistance molle et prennent entre lame et lamelle un aspect vermiculaire ou spiralé. Lorsqu'on examine leur structure, on reconnaît qu'ils peuvent se présenter sous trois formes.

Fig. 3. — Coupe médiane du pied, montrant la destruction des os.

1. — Les premiers, qui sont très rares, sont des grains volumineux et composés, formés par l'union de plusieurs grains ; avec un grossissement de 680 diamètres, on voit qu'ils sont formés de plusieurs noyaux spiralés, dont la couleur jaune est plus foncée que celle du reste du grain. Celui-ci, dans son ensemble, est lisse et mamelonné. Les noyaux spiralés sont entourés d'une zone granulo-fibreuse d'une épaisseur de 40-50 μ. Comme le montre la figure 9, ces grains, dont le contour est ondulé, sont entourés d'une couronne radiée, formée de fins filaments parallèles, amorphes, longs de 10 à 15 μ.

2. — La seconde forme est aussi très rare et ressemble beaucoup à la première. Elle n'en diffère que par l'absence de la couronne radiée filamenteuse et la présence seulement d'un noyau spiralé central (fig. 8).

3. — La troisième forme est celle que présentent le plus souvent les grains qu'on rencontre dans le pus. On les isole facilement en traitant le pus par la potasse à 40 p. 100 à froid et en lavant ensuite à plusieurs reprises à l'eau distillée au moyen de la centrifugation lente. Les grains ainsi traités montrent sur toute leur surface, auparavant lisse, les extrémités libres d'un mycélium très fin de 0 μ, 5 de diamètre. Ces extrémités dépassent la surface de 3 à 4 μ. Les

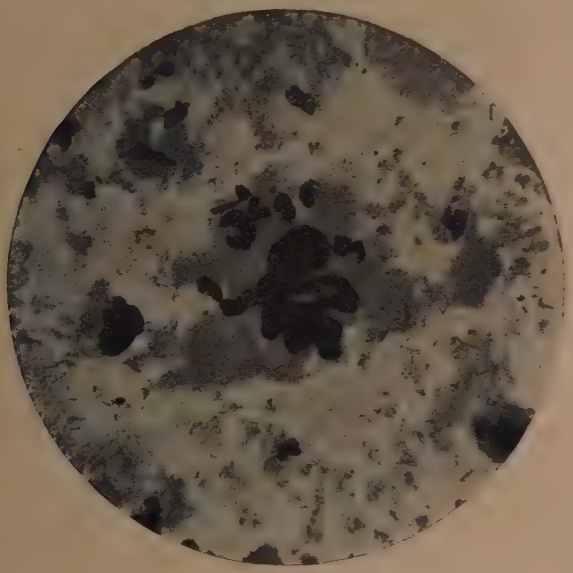

FIG. 4. — Aspect des grains dans le pus des fistules.
Ces grains appartiennent à la 3e forme et sont entourés de leucocytes. × 80.

filaments sont homogènes, uniformes, non cloisonnés, incolores, sans paroi distincte, *sans massues,* ni spores. Les fig. 4, 5, 6, 7 montrent bien les formes capricieuses de ces grains vermiculés et entourés d'une épaisse couche de leucocytes. La zone centrale seule prend le Gram.

Il semble bien que ces grains représentent la forme typique des éléments parasitaires de ce mycétome : on les rencontre en grande abondance dans le pus des fistules et on les retrouve disséminés dans les coupes des tissus inflammatoires. Quant aux deux premières formes, plus rares et de structure plus compliquée, on peut les

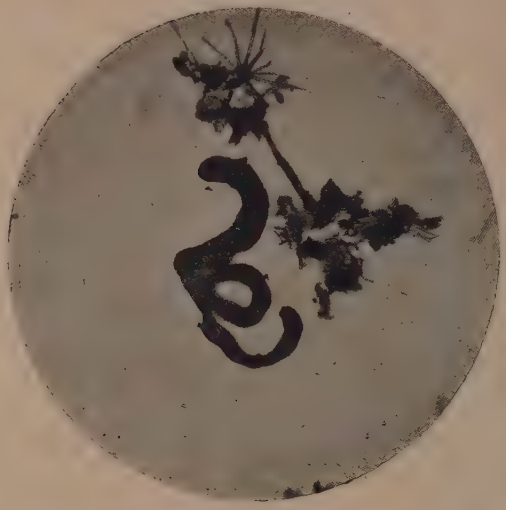

FIG. 5. — Grain traité par la potasse et coloré par le violet de gentiane (3e forme). × 103.

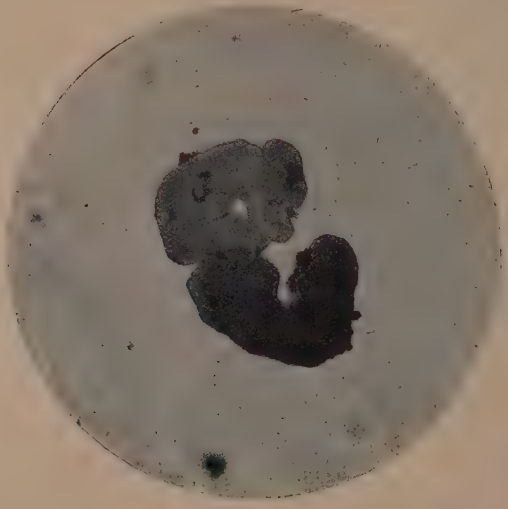

FIG. 6. — Grain traité par la potasse (3e forme). × 300.

considérer comme des éléments plus âgés, doués d'une résistance plus parfaite à la réaction de défense de l'organisme humain.

Anatomie pathologique. — Sur les coupes, on trouve, au voisinage des trajets fistuleux, une zone circulaire assez étendue, formée de tissu exclusivement inflammatoire. On y rencontre de nombreux grains, appartenant à la 3e forme et entourés d'une épaisse couronne de leucocytes. La méthode de Gram montre que ces grains sont formés par un réseau filamenteux central, coloré en violet, et

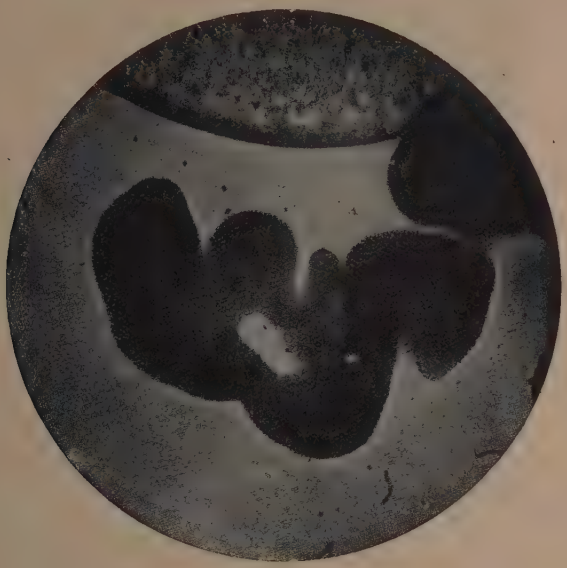

Fig. 7. — Grain traité par la potasse (3e forme). × 480.

entouré d'une gangue granuleuse épaisse, ne prenant pas le Gram. Le réseau est formé de filaments mycéliens très fins, courts, simples ou ramifiés, souvent bacilliformes (fig. 10). *Il n'y a pas de massues.*

La fig. 3 montre une coupe longitudinale médiane du pied après amputation. On y voit de nombreuses vésicules remplies d'un liquide séreux renfermant d'innombrables grains. Ces vésicules sont disséminées dans les tissus mous superficiels ou profonds, ainsi que dans les os du métatarse détruits en totalité.

Culture des grains. — L'ensemencement pur et simple du pus riche en grains sur les milieux ordinaires n'a donné aucun résultat parce que la surface du milieu est envahie dès le 3e jour par une

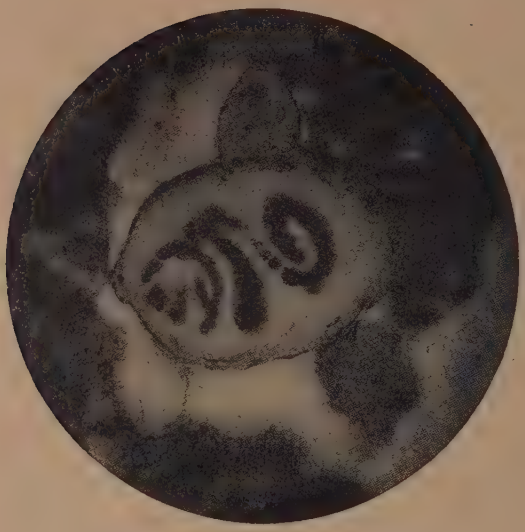

FIG. 8. — Grain (2e forme) coloré par le violet de gentiane. × 103.

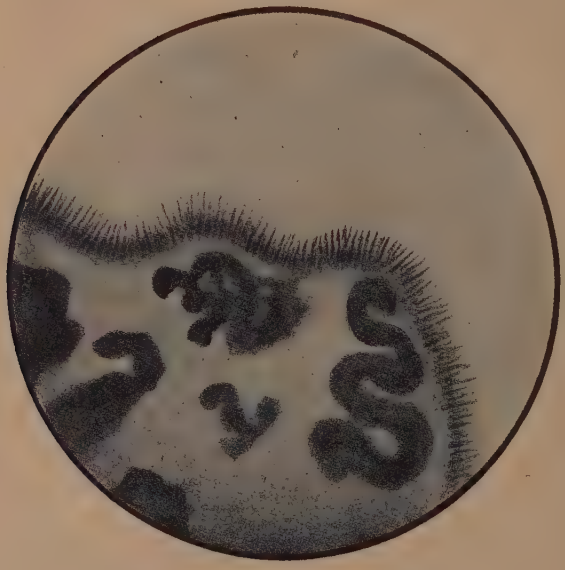

FIG. 9. — Schéma de la structure d'un grain de la 1re forme. × 480.

couche épaisse de colonies microbiennes et de levures qui empêchent probablement le développement du mycélium des grains.

Après de nombreux échecs j'ai fini par imaginer un milieu spécial albumineux qui arrête en grande partie la prolifération des bactéries et des levures et favorise la nutrition du mycélium des grains.

Ce milieu est ainsi composé : à 200 cm³ d'œuf de poule total

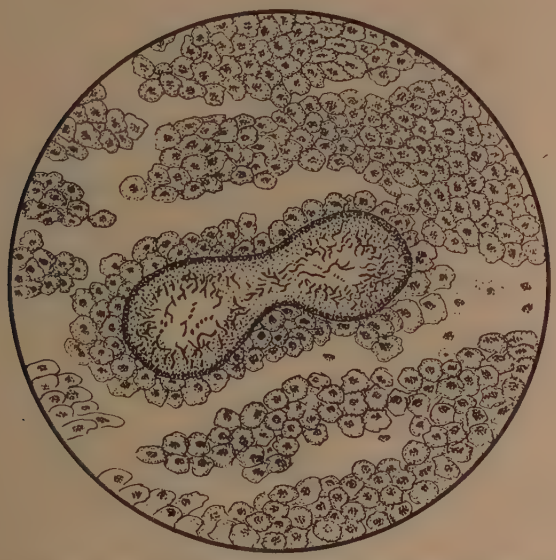

Fig. 10. — Coupe d'un grain dans la tumeur humaine. Figure schématique. × 480.

(blanc et jaune) battu (ou de sérum sanguin de bœuf), on ajoute 100 cm³ de bouillon ordinaire glycosé à 5 p. 100. Après mélange soigneux, on ajoute encore 2 cm³ de solution alcoolique de violet de gentiane à 1 p. 100. On passe sur un tamis en toile métallique fine, on répartit en boîtes de Pétri ou en tubes stérilisés et on coagule au bain-marie à 85° pendant 30 minutes. On répète ce chauffage pendant trois jours consécutifs. On obtient ainsi une pâte assez ferme et d'une couleur légèrement violette.

L'ensemencement, à la surface de ce milieu, du pus chargé de grains, donne au 4ᵉ jour à 37° une multitude de points blancs qui augmentent de volume de jour en jour et dont la couleur blanche contraste avec le fond violet du milieu. Les colonies microbiennes apparaissent plus tardivement, elles sont dispersées et rares. Les

points blancs, examinés à un faible grossissement sont comme de fines têtes de clou hérissées de filaments délicats : ces colonies ne peuvent provenir que du développement des grains ensemencés avec le pus. Leurs dimensions varient de un millimètre à un millimètre et demi de diamètre ; leur forme est celle d'une coupole sphérique ou ovoïde et quelquefois elles deviennent cratériformes. L'aspect en coupole persiste dans les vieilles cultures (fig. 11).

Fig. 11. — Aspect des colonies issues des grains cultivés sur milieu albumineux glycosé spécial. × 80.

Les grains se développent très bien sur milieux naturels : *Sechium edule* Swartz (cucurbitacée) ou *huisayote*, patate douce (*camote*) (*Ipomea batatas* (L.), Lamarck, convolvulacées), betterave et pomme de terre. On peut y repiquer les colonies obtenues sur milieu violet albumineux ou même y ensemencer directement les grains du pus, pourvu toutefois que ces milieux soient préalablement imprégnés d'une solution faible de violet de gentiane. Les repiquages se font très bien sur bouillon ordinaire gélosé et sur milieux de Sabouraud. La température optima est de 37° ; la gélatine n'est pas liquéfiée et le sérum sanguin n'est pas coagulé. Il ne se produit à peu près aucun développement en milieux anaérobies.

Le mycélium dans les cultures. — Les colonies obtenues sur les milieux qui viennent d'être décrits sont formées d'un mycélium fin, incolore, continu, à contenu homogène, du diamètre de 0 μ, 5, non cloisonné, sans noyaux distincts ni paroi différenciée. Il y a de fréquentes ramifications latérales. Les extrémités libres se terminent par des renflements. Ce mycélium se fragmente en éléments inégaux, bacilliformes, longs de 3 à 7 μ ; il prend le Gram et se

Fig. 12. — Schéma d'un grain rencontré dans une lésion expérimentale du cobaye. × 480.

colore par les couleurs d'aniline, mais il n'est pas acido-résistant.

Jamais nous n'avons rencontré de spores dans les nombreux examens que nous avons fait des colonies. Nous n'avons vu que des fragments bacilliformes, mais jamais de chaînes d'arthrospores ni de conidies.

Tous ces détails coïncident avec les caractères des hyphomycètes microsiphonés ; la tumeur est donc bien un mycétome actinomycosique à grains jaunes.

Brumpt, dans son *Précis de parasitologie*, divise les microsiphonés en deux genres : *Cohnistreptothrix* et *Actinomyces*. Nous donnons ci-dessous un tableau des principaux caractères différentiels de ces deux genres et du champignon que nous étudions.

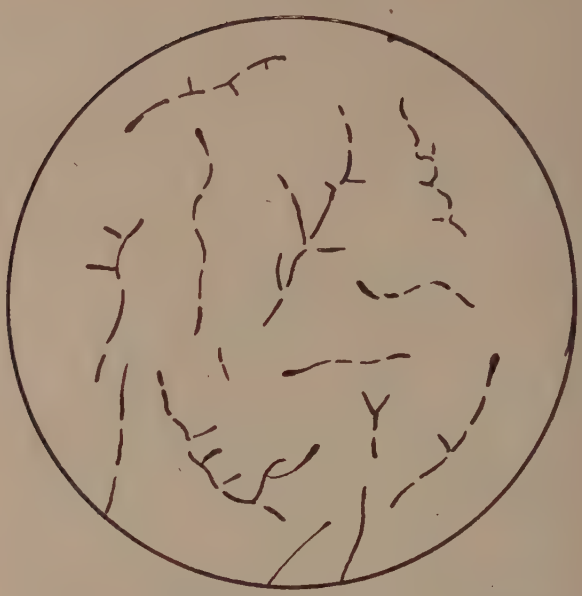

FIG. 13. — Aspect du mycelium cultivé sur milieu spécial albumineux glycosé. × 1050.

Cohnistrepthothrix.	Culture difficile.	Généralement anaérobies.	Pas d'arthrospores dans les cultures.	Des massues dans les grains.		Facilement inoculable
Actinomyces.	Culture facile.	Généralement aérobies.	Des arthrospores dans les cultures.	Des massues dans les grains.	Liquéfie la gélatine et le sérum glycosé	Non inoculable.
Champignon à comparer.	Culture facile.	Généralement aérobie.	Pas d'arthrospores dans les cultures.	Pas de massues dans les grains de la tumeur humaine ; des massues dans les grains de la lésion expérimentale du cobaye.	Ne liquéfie ni la gélatine ni le sérum glycosé.	Difficilement inoculable ; résultats positifs rares et passagers.

INOCULATIONS EXPÉRIMENTALES. — Sur 25 animaux de laboratoire (cobayes et lapins) inoculés sous la peau, au niveau des muscles,

avec le pus tel qu'il sortait des fistules de la tumeur, nous n'avons obtenu aucun résultat positif. Après plusieurs semaines, les animaux sont restés toujours sains ; ils n'ont présenté qu'un léger engorgement ganglionnaire du côté inoculé, engorgement qui a disparu spontanément en quelques jours. Le résultat fut le même avec le mycélium des grains cultivés. Nous employâmes alors un autre procédé d'inoculation. Les pattes de derrière furent scarifiées et les blessures couvertes avec le pus ; un léger bandage servit à prolonger le plus possible le contact du pus avec les scarifications. Chez un des animaux, le 5e jour, le point de scarification parut enflammé ; au 10e jour, il s'était formé au centre une collection purulente fermée. Dans le pus, nous trouvâmes de nombreux grains jaunes, plus petits que les grains inoculés, et de dimensions plus variées. Ils en différaient aussi par la présence de *véritables massues.* Au centre, sans coloration, on voyait des éléments mycéliens semblables à ceux des coupes de la tumeur (fig. 12). Le cobaye a guéri 10 jours après l'ouverture de l'abcès.

Il n'est pas possible que les grains trouvés dans cet abcès expérimental soient les mêmes que les grains inoculés avec le pus et restés fixés dans les plaies, car ils étaient bien plus nombreux et d'aspect très différent. Leur structure montrait nettement des éléments de formation récente, composés d'un mycélium presque visible à l'état frais sans dissociation et seulement protégé par les massues et par une mince couche granuleuse. Il en est tout autrement des grains de la tumeur humaine, dans lesquels nous avons trouvé une épaisse couche granuleuse, cachant le mycélium et une absence totale de massues. Nous pensons donc avoir obtenu des inoculations expérimentales positives, mais rares et fugaces.

Traitement. — Le malade a été soumis longtemps au traitement ioduré interne et à un traitement local par le lugol. N'ayant obtenu aucune amélioration, nous avons pratiqué l'amputation du membre malade au tiers inférieur de la jambe.

REVUE CRITIQUE

ESSAI DE MAMMALOGIE MÉDICALE.
II. LES MAMMIFÈRES HÔTES INTERMÉDIAIRES OU HÔTES DÉFINITIFS DES HELMINTHES PARASITES DE L'HOMME ET CEUX QUI HÉBERGENT DES PARASITES QUI LEUR SONT COMMUNS AVEC L'ESPÈCE HUMAINE

Par M. NEVEU-LEMAIRE

Dans un précédent article (1), nous avons étudié le rôle des mammifères en tant que réservoirs de virus des maladies infectieuses de l'homme : affections à germes inconnus, bactérioses, mycoses, protozooses ; dans celui-ci, nous envisagerons ces animaux à un autre point de vue et nous les examinerons dans leurs rapports avec les vers et les arthropodes parasites de l'espèce humaine.

Certains mammifères servent en effet d'hôtes intermédiaires à divers parasites de l'homme ; d'autres sont les hôtes définitifs de parasites pour lesquels l'homme est un hôte intermédiaire ; il en est enfin qui hébergent les mêmes parasites que l'homme, soit à l'état adulte, soit à l'état larvaire, et qui contribuent par conséquent à leur dissémination.

Nous étudierons ici les mammifères sous ces différents rapports en suivant le même ordre que dans notre dernier article ; toutefois, pour éviter d'inutiles redites, nous ne reviendrons pas sur les caractères zoologiques des différents ordres et nous ne donnerons ni la synonymie, ni la distribution géographique des espèces dont nous avons déjà fait mention à propos des réservoirs de virus.

Dans cette énumération, nous ne citerons que les mammifères qui hébergent spontanément vers et arthropodes parasites stationnaires, laissant de côté ceux chez lesquels on a obtenu des infections expérimentales. D'autre part, nous ne parlerons pas des mammi-

(1) Neveu-Lemaire (M.). — Essai de mammalogie médicale. I. Les mammifères réservoirs de virus des maladies infectieuses de l'homme. *Ann. de Parasitologie humaine et comparée*, V, 1927, p. 143-176 et 252-284.

Annales de Parasitologie, t. V, n° 4. — 1er octobre 1927, p. 356-380.

fères attaqués par les innombrables ectoparasites capables de piquer l'homme, tels que les acariens hématophages, les poux, les hémiptères, les puces ou les diptères, car la plupart de ces arthropodes ne s'attaquent point toujours à tel ou tel animal en particulier, mais ont généralement pour hôtes temporaires les animaux les plus variés, souvent même en dehors de la classe des mammifères.

CLASSE : MAMMALIA

SOUS-CLASSE : EPLACENTALIA

ORDRE : MARSUPIALA

SOUS-ORDRE : DIPROTODONTA

FAMILLE : MACROPODIDÆ

Macropus (Macropus) giganteus Zimmermann, 1777

Synonymie : *M. kangaro* Zimmermann, 1780 ; *major* Shaw, 1800 ; *labiatus* Desm., 1817 ; *griseo-fuscus* et *griseo-rufus* Goldf., 1819 ; *ocydromus* Gould, 1842.

Le kangourou géant est répandu dans toute l'Australie, sauf dans la région boréale et une de ses variétés se rencontre en Tasmanie. Johnston (1909), Hall (1919) et plusieurs autres auteurs ont trouvé dans le foie de cet animal la larve du ténia échinocoque, *Echinococcus granulosus*.

Macropus (Macropus) robustus Gould, 1840

Synonymie : *M. erubescens* Sclater, 1870.

Cette espèce habite les régions montagneuses de l'Australie orientale, depuis le Queensland jusqu'à la Nouvelle Galles du Sud. Johnston (1911) a signalé chez elle la présence de l'*E. granulosus* à l'état larvaire.

Macropus (Halmaturus) ualabatus Lesson et Garnot, 1826

Synonymie : *M. bruni* Desm., 1817, nec Schreb. ; *lessoni* Gray, 1837 ; *nemoralis* Wagner, 1843.

Ce kangourou se rencontre en Australie orientale et méridionale. Johnston (1911) a signalé dans ses poumons la larve de l'*E. granulosus*.

Macropus (Halmaturus) dorsalis Gray, 1837

Cette espèce se trouve au Queensland et en Nouvelle Galles du Sud. Cobb (1905), puis Johnston (1909) ont trouvé dans ses poumons l'*E. granulosus* à l'état larvaire.

Macropus (Thylogale) eugenei Desmarest, 1817

Synonymie : *M. thetidis* Lesson, 1827 ; *nuchalis* Wagner, 1843.

Ce *Macropus* habite le Queensland méridional, la Nouvelle Galles du Sud et Victoria ; d'après Johnston (1909), il peut héberger dans ses poumons la larve de l'*E. granulosus*.

Macropus (Thylogale) derbyanus Gray, 1837

Synonymie : *M. eugenii* Thos., 1888, *part.* ; *houtmanni, dama. gracilis* Gould, 1844.

Cette espèce de l'Australie occidentale héberge aussi, d'après Johnston (1900), l'*E. granulosus* à l'état larvaire.

FAMILLE : PHASCOLOMYIDÆ

Phascolomys ursinus Shaw, 1800

Synonymie : *P. fossor* Desmarest, 1803 ; *fusca* Illiger, 1811 ; *hirsutum* Perry, 1811 ; *vombatus* Leach, 1815 ; *wombat* Peron et Lesueur, 1816 ; *bassii* Lesson, 1827.

Le wombat habite la Tasmanie ; le sarcopte qui vit à ses dépens, *Sarcoptes scabiei* var. *wombati*, est transmissible à l'homme.

SOUS-CLASSE : PLACENTALIA

ORDRE : CETACEA

Les cétacés sont des mammifères marins à corps fusiforme, sans poils, présentant des membres antérieurs transformés en nageoires, dépourvus de membres postérieurs et munis d'une nageoire caudale horizontale.

Certains de ces animaux hébergent le *Diplogonoporus grandis*, cestode observé une fois chez l'homme par S. Nakamura au Japon.

SOUS-ORDRE : ODONTOCETI

FAMILLE : DELPHINIDÆ

Phocæna phocæna (Linné, 1758)

Synonymie : *Delphinus communis* G. Cuvier, 1817 ; *vomerina* Gill, 1865 ; *brachycium* Cope, 1865.

Ce dauphin vit dans l'Océan Atlantique, le Pacifique septentrional et la Méditerranée ; il hébergerait, d'après Meggitt (1924), le *Diphyllobothrium latum.*

ORDRE : ARTIODACTYLA

FAMILLE : BOVIDÆ

Sous-famille : Bovinæ

Bos taurus Linné, 1766

Le bœuf est l'hôte intermédiaire habituel du *Tænia saginata* de l'homme, ainsi que l'ont montré Cobbold (1862) et de nombreux auteurs ; il héberge le cysticerque dans divers organes : muscles, langue, cœur, poumons. Von Linstow (1878) et Graff (1891) le signalent comme pouvant également héberger dans ses muscles le cysticerque du *Tænia solium.* Ce ruminant est en outre l'un des nombreux hôtes intermédiaires de la *Linguatula serrata,* observée une fois à l'état adulte dans l'espèce humaine.

Le bœuf héberge encore un grand nombre de vers capables de se rencontrer chez l'homme. Parmi les larves de cestodes celle de l'*Echinococcus granulosus* se développe dans différents viscères : foie, poumons, cœur, rate, reins, os, cerveau, plèvre, péritoine, etc.; la larve du *Tænia multiceps* se rencontre aussi dans le cerveau et le tissu conjonctif de cet animal, comme l'ont montré van Beneden (1861), Moniez (1880) et d'autres ; elle est d'ailleurs tout à fait exceptionnelle dans l'espèce humaine. Parmi les trématodes, mentionnons la *Fasciola hepatica* qui se trouve habituellement dans les canaux biliaires, mais que l'on a signalée à l'état erratique dans d'autres organes, la *Fasciola gigantica,* cette dernière n'ayant été observée qu'une seule fois dans le poumon de l'homme par de Gouvea, le *Dicrocœlium dendriticum* et, en Extrême-Orient, le

Schistosoma japonicum (1). Kobayashi a observé en Corée, chez le bœuf, un *Paragonimus* semblable à celui de l'homme, vraisemblablement le *P. ringeri*. Parmi les nématodes, nous devons noter l'*Ascaris vitulorum*, les recherches de Jammes et Martin et de X. Martin ayant montré qu'il peut se développer chez l'homme, le *Metastrongylus elongatus* que j'ai signalé chez le bœuf et qui d'ailleurs est un parasite accidentel aussi bien de cet animal que de l'homme, l'*Hæmonchus contortus*, le *Mecistocirrus fordi* en Asie, le *Dioctophyme renale*, le *Gnathostoma hispidum* et le *Dracunculus medinensis* (2).

Parmi les acariens, le bœuf héberge plusieurs sarcoptidés capables de contaminer l'homme ; ce sont : le *Sarcoptes scabiei* var. *equi*, le *S. scabiei* var. *capræ* et le *Chorioptes bovis* var. *bovis*, trouvé par Zürn sur la tête d'un individu atteint d'alopécie. Un certain nombre de larves de diptères se rencontrent aussi chez cet animal et chez l'homme, ce sont celles de l'*Hypoderma bovis*, de l'*H. lineatum*, de la *Dermatobia cyaniventris* et de la *Cochliomyia macellaria*.

Bison bison Linné, 1766

Le bison d'Amérique est signalé comme un des nombreux hôtes de l'*Hæmonchus contortus*.

Buffelus bubalus Linné, 1766

Le buffle est, avec le bœuf et le zébu, l'un des hôtes intermédiaires du *Tænia saginata*. Southwell (1916) a signalé dans ses muscles le cysticerque du *Tænia solium*. Ce ruminant est, d'après Southwell (1912) et Gaiger (1915), un des hôtes de la larve de l'*Echinococcus granulosus*. On a aussi observé chez le buffle deux douves, la *Fasciola hepatica*, qui peut s'y rencontrer dans les canaux biliaires et à l'état erratique et la *F. gigantica*.

Bibos indicus Linné, 1766

Synonymie : *B. gibbosus* Blyth, 1860.

(1) F.-G. Cawston a trouvé chez des enfants, au Natal, des œufs de *Schistosoma hæmatobium*, de *S. mansoni* et des œufs allongés semblables à ceux du *S. bovis*. Il estime possible que cette dernière bilharzie, parasite du bœuf, infeste également l'homme.

(2) Ce nématode signalé chez le bœuf et plusieurs autres mammifères domestiques ou sauvages pourrait bien, d'après Brumpt, avoir été souvent confondu avec des *Sparganum*. En effet, durant son long voyage à travers l'Afrique, Brumpt n'a jamais observé de filaire de Médine chez ces divers animaux.

Le zébu, domestiqué dans certaines contrées d'Asie et d'Afrique, héberge, comme le bœuf et le buffle, le cysticerque du *Tænia saginata*.

Sous-famille : Caprinæ

Ovis (Ovis) aries Linné, 1766

Le mouton semble pouvoir héberger plusieurs cysticerques ; Railliet (1893) et Bongert (1899) signalent dans ses muscles le cysticerque du *Tænia solium* et Verhahn rapporte à cette espèce les cysticerques qu'il a recueillis à l'abattoir de Minden ; si ces déterminations sont exactes, le mouton serait un hôte intermédiaire exceptionnel du *T. solium*. Ce ruminant est encore l'un des hôtes intermédiaires de la *Linguatula serrata*, qu'il peut d'ailleurs héberger, de même que l'homme, aussi bien à l'état adulte qu'à l'état larvaire.

Le mouton est en outre l'hôte de plusieurs vers parasites de l'homme. Parmi les larves de cestodes, ce sont celle de l'*Echinococcus granulosus*, qui se rencontre dans le foie, les poumons, le cœur, la rate, les séreuses, ainsi que l'ont montré van Beneden (1861) et depuis de nombreux auteurs, et aussi celle du *Tænia multiceps*, qui s'observe dans le cerveau, le système nerveux et même le tissu conjonctif. Parmi les trématodes, mentionnons la *Fasciola hepatica*, dont il est l'hôte habituel et qui a été observée parfois chez cet animal à l'état erratique, la *F. gigantica* et le *Dicrocœlium dendriticum*. Parmi les nématodes, citons le *Metastrongylus elongatus* à titre exceptionnel, puis l'*Hæmonchus contortus*, le *Trichostrongylus colubriformis*, le *T. probolurus* et le *T. vitrinus*.

Plusieurs sarcoptidés de cet animal ont été signalés chez l'homme, ce sont : le *Sarcoptes scabiei* var. *ovis*, le *S. scabiei* var. *capræ* et le *S. scabiei* var. *aucheniæ*. Enfin certaines larves de diptères comme celles de l'*Œstrus ovis*, de l'*Hypoderma lineatum* et de la *Cochliomyia macellaria* s'observent chez cet animal et chez l'homme.

Ovis (Ovis) ammon Linné, 1766

Synonymie : *O. argali* Pallas, 1767.

L'argali, espèce asiatique cantonnée en Sibérie méridionale, dans les monts Altaï et dans le Thibet septentrional, est un des hôtes intermédiaires de l'*Echinococcus granulosus*, ainsi que l'ont indiqué van Beneden (1861), Railliet, puis d'autres auteurs. Il héberge, en outre, l'*Hæmonchus contortus*.

Ovis (Ovis) musimon Schreber, 1795

Cet ovidé, qui habite l'Europe méridionale, la Corse et la Sardaigne, est signalé par van Beneden (1861) et par Moniez (1880) comme pouvant héberger la forme larvaire du *Tænia multiceps*.

Ovis (Ovis) canadensis Shaw, 1804, var. **mexicanus** Merriam, 1901

Cette variété mexicaine de l'*O. canadensis* peut héberger l'*Hæmonchus contortus*.

Pseudois nahura Hodgson, 1834

Le bharral habite le Thibet et l'Himalaya ; il héberge l'*Hæmonchus contortus* et le *Trichostrongylus colubriformis*.

Capra (Capra) ægagrus Gmelin, 1774, var. **hircus** Linné, 1766

Railliet (1893) et Neumann (1905) mentionnent la chèvre domestique comme pouvant héberger le cysticerque du *Tænia saginata* et Neumann et Mayer (1914) la citent comme hôte intermédiaire possible du *T. solium*. La chèvre est aussi l'un des hôtes intermédiaires de la *Linguatula serrata*, qui a également été observée chez elle à l'état adulte.

Ainsi que le mouton, elle héberge dans ses poumons la larve de l'*Echinococcus granulosus*, comme l'ont signalé van Beneden (1861), puis Railliet (1883) et divers auteurs ; la larve du *Tænia multiceps* se développe également dans le cerveau de cet animal ; Numan (1851) a notamment trouvé ce cénure chez la chèvre d'Angora.

Parmi les trématodes, signalons les *Fasciola hepatica* et *F. gigantica*, ainsi que le *Dicrocœlium dendriticum*, et en Extrême-Orient, le *Schistosoma japonicum*. La chèvre est encore l'hôte de divers nématodes, l'*Hæmonchus contortus*, le *Trichostrongylus colubriformis* et le *T. vitrinus*. Signalons en outre, parmi les acariens, le *Sarcoptes scabiei* var. *ovis*, le *S. scabiei* var. *capræ* et, parmi les larves de diptères, celles de l'*Œstrus ovis*, de la *Dermatobia cyaniventris*, de la *Cochliomyia macellaria* et de la *Cordylobia anthropophaga*.

Sous-famille : Rupicaprinæ

Rupicapra tragus Gray, 1843

Suivant Hall (1919) et Scheuring (1921), la larve du *Tænia multiceps* peut se développer dans le cerveau du chamois. Cet animal est de plus l'un des nombreux hôtes de l'*Hæmonchus contortus*.

Sous-famille : Tragelaphinæ

Taurotragus oryx (Pallas, 1766)

Synonymie : *Oreas oreas* Pallas, 1767 ; *canna* Desmarest, 1822.

Cette espèce est répandue en Afrique orientale et méridionale ; R. Blanchard (1886), Railliet (1893) et d'autres ont signalé la larve de l'*Echinococcus granulosus* dans le foie de cet animal.

Sous-famille : Hippotraginæ

Addax nasomaculata de Blainville, 1816

Synonymie : *A. addax* Licht., 1826.

L'addax, répandu en Afrique septentrionale, en Syrie et au nord de l'Arabie, héberge l'*Hæmonchus contortus*.

Hippotragus equinus Is. Geoffroy, 1816

Synonymie : *H. leucophæus* Gray, 1852 ; *barbatus* H. Smith, 1827 ; *ozana* E. Geoffroy et auctores.

Cette antilope, qui habite une grande partie du continent africain, comprend plusieurs variétés ; elle a été signalée par Rabe (1889) et Railliet (1893) comme pouvant héberger la larve du *Tænia multiceps*.

Sous-famille : Antilopinæ (1)

Gazella Lichtenstein, 1814

Moniez (1880) a signalé dans le cerveau d'une gazelle, sans détermination spécifique, la larve du *Tænia multiceps*.

Gazella dorcas Linné, 1766

Cette gazelle, qui se rencontre en Afrique septentrionale et en Asie occidentale et méridionale, héberge le *Trichostrongylus colubriformis* et le *T. probolurus*.

(1) Diverses antilopes, appartenant ou non à cette sous-famille et dont la détermination spécifique n'est pas indiquée par les auteurs, ont été signalées comme hôtes des formes larvaires du *Tænia saginata*, du *T. multiceps*, de l'*Echinococcus granulosus* et d'une linguatule, le *Porocephalus armillatus*.

Sous-famille : Cephalophinæ

Tetraceros quadricornis de Blainville, 1816

Synonymie : *T. chickara* et *tchicara* F. Cuvier, 1824 ; *labipes* F. Cuvier, 1832 ; *tetracornis* Hodgs., 1835 ; *iodes* et *paccerois* Hodgs., 1847.

Cette espèce habite l'Inde et l'Himalaya. Cobbold (1861), W. Stiles (1906) et Hall (1919) ont mentionné la présence, dans les poumons de cet animal, de la larve de l'*Echinococcus granulosus*.

Sous-famille : Bubalinæ

Bubalis Cuvier, 1816

Hall (1919) a signalé chez un bubale indéterminé la présence de la larve du *Tænia multiceps*.

FAMILLE : ANTILOCAPRIDÆ

Sous-famille : Antilocaprinæ

Antilocapra americana Ord, 1815

Synonymie : *A. furcifer* Gray, 1852.

L'antilope à cornes fourchues habite l'Amérique septentrionale, depuis les Montagnes Rocheuses jusqu'au Mexique. W. Stiles (1906) a mentionné la présence dans ses muscles du cysticerque du *Tænia saginata*. Cette espèce compte parmi les hôtes de l'*Hæmonchus contortus* et du *Trichostrongylus colubriformis*.

FAMILLE : GIRAFFIDÆ

Sous-famille : Giraffinæ

Giraffa camelopardalis Linné, 1766

La girafe peut, d'après Railliet (1893) et W. Stiles (1906), servir d'hôte intermédiaire au *Tænia saginata*. D'après Diesing (1850), van Beneden (1861) et d'autres, elle héberge, dans le foie et les poumons, la larve de l'*Echinococcus granulosus* ; d'après Hall (1919), la forme larvaire du *Tænia multiceps* s'y développe également. Enfin, c'est un des hôtes de la *Fasciola gigantica* et de la larve du *Porocephalus armillatus*.

FAMILLE : CERVIDÆ

Sous-famille : Cervinæ

Cervus (Cervus) elaphus Linné, 1766

Le cerf est l'un des hôtes habituels de la larve de l'*Hypoderma diana*, capable de déterminer chez l'homme une myiase cutanée.

Capreolus capreolus Linné, 1766

D'après Diesing (1850), van Beneden (1861) et d'autres auteurs, on peut trouver dans les muscles et le foie du chevreuil la forme larvaire du *Tænia solium ;* van Beneden (1861), Moniez (1880), etc. ont signalé dans le cerveau de ce cervidé la larve du *Tænia multiceps ;* Railliet (1886) le mentionne comme un des hôtes de la larve de l'*Echinococcus granulosus*. Le chevreuil héberge en outre l'*Hæmonchus contortus*, le *Trichostrongylus colubriformis* et la larve de l'*Hypoderma diana*.

Rangifer tarandus Linné, 1766

La larve du *Tænia multiceps* peut se rencontrer, d'après van Beneden, Moniez et d'autres, dans le cerveau du renne. Romanovitch (1915) le considère comme un des hôtes de la forme larvaire de l'*Echinococcus granulosus*.

Rangifer terræ-novæ Bangs, 1896

Le caribou habite Terre-Neuve ; il peut héberger l'*Hæmonchus contortus*.

Alce machilis Ogilby, 1836

Synonymie : *A. alces* Linné, 1766 ; *palmatus* Gray, 1843.

L'élan, répandu dans les régions septentrionales d'Europe et d'Asie, est, d'après Hall (1919) et divers auteurs, un des nombreux hôtes de la larve de l'*Echinococcus granulosus*.

Alce americana Jardine, 1837

Synonymie : *A. lobatus* Agassiz, 1846 ; *muswa* Richards., 1852.

L'élan d'Amérique, que l'on rencontre au Canada et au Labrador, héberge l'*Hæmonchus contortus*.

Odocoileus (Odocoileus) hemonius Rafinesque, 1817

Synonymie : *O. macrotis* Say, 1823 ; *auritus* Ward, 1820.

Le cerf mulet habite le Dakota méridional, la région située à l'ouest du Missouri jusqu'à Washington, l'Orégon et la Californie. C'est un des hôtes de l'*Hæmonchus contortus*.

Mazama Rafinesque, 1817

Le genre *Mazama* ne comprend que des cerfs américains ; certaines espèces, dont la détermination n'a pas été faite, hébergent également l'*Hæmonchus contortus*.

FAMILLE : CAMELIDÆ

Sous-famille : Camelinæ

Camelus bactrianus Linné, 1766

Le chameau habite à l'état sauvage l'Asie centrale ; il est domestiqué dans le Turkestan, l'Afghanistan, le nord de la Perse, la Mongolie, la Chine occidentale et la Sibérie méridionale. Burke (1886) et Railliet le placent parmi les animaux chez lesquels se développe le cysticerque du *Tænia solium ;* Railliet et Neumann le mentionnent parmi les hôtes de la larve de l'*Echinococcus granulosus*, qui se développe dans le foie, les poumons, la rate et différents autres viscères. Le chameau héberge encore la *Fasciola hepatica*, le *Trichostrongylus colubriformis* et le *T. probolurus*. Le sarcopte qui vit à ses dépens, le *Sarcoptes scabiei* var. *cameli*, peut passer sur l'homme.

Camelus dromedarius Linné, 1766

Le dromadaire est mentionné par divers auteurs comme un des hôtes intermédiaires possibles du *Tænia solium ;* il peut héberger, dans le cerveau, la forme larvaire du *Tænia multiceps*, d'après van Beneden, Moniez et d'autres auteurs ; il sert encore d'hôte intermédiaire à la *Linguatula serrata*. Cet animal héberge aussi, dans le foie, les poumons et différents viscères, la larve de l'*Echinococcus granulosus*. La *Fasciola hepatica* y a été rencontrée à l'état erratique ; il est aussi l'hôte de quelques nématodes : le *Trichostrongylus colubriformis*, le *T. probolurus* et le *T. vitrinus*. Enfin le *Sarcoptes scabiei* var. *cameli* et une larve de diptère, la *Cordylobia anthropophaga*, vivent aussi à ses dépens.

Lama glama Linné, 1766

Le lama domestique est, d'après W. Stiles (1906), un hôte intermédiaire possible du *Tænia saginata*, hébergeant le cysticerque

dans ses muscles. Il est également l'hôte de la *Fasciola hepatica* et donne asile à un sarcopte, *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniæ*, transmissible à l'homme.

Lama pacos Linné, 1766

L'alpaca héberge, comme le lama, le *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniæ*.

Lama vicugna Molina, 1782

La vigogne est aussi l'un des hôtes du *Sarcoptes scabiei* var. *aucheniæ*.

FAMILLE : SUIDÆ

Sous-famille : Suinæ

Sus scrofa Linné, 1766

Synonymie: *S. lybicus* Gray, 1868 ; *aper* Briss., 1852 ; *fasciatus* Schreb.

Diesing (1850), puis van Beneden et beaucoup d'auteurs ont signalé dans le cerveau et les muscles du sanglier le cysticerque du *Tænia solium*. Cet animal héberge, comme le porc, la *Trichinella spiralis* (1). Neumann, puis Hall (1919), ont observé dans ses viscères la forme larvaire de l'*Echinococcus granulosus*. Une autre larve de cestode, celle du *Diphyllobothrium mansoni*, a été signalée par Railliet et Henry (1911) dans les muscles de cet animal. Le sanglier héberge encore le *Metastrongylus elongatus* et le *Gongylonema pulchrum* parmi les nématodes, le *Giganthorhynchus hirudinaceus* parmi les acanthocéphales.

Sus scrofa domestica Gray, 1868

Le porc est l'hôte intermédiaire habituel du *Tænia solium ;* la présence du cysticerque dans les muscles, le cerveau, l'œil, les reins, la rate et le cœur provoque chez lui la ladrerie. Cet animal est infesté par la *Trichinella spiralis* et joue vis-à-vis de l'homme le rôle d'hôte intermédiaire de ce nématode.

Hall (1919) a mentionné le porc comme pouvant héberger la larve du *Tænia multiceps*. C'est un des hôtes les plus fréquents de la larve de l'*Echinococcus granulosus* et il peut présenter des hydatides dans le foie, les poumons, le cœur, la rate, les reins, les muscles

(1) Notons en passant que presque tous les mammifères peuvent contracter la trichinose expérimentale.

et le péritoine. On a aussi signalé chez lui la présence de la forme larvaire du *Diphyllobothrium mansoni*.

Le porc héberge d'assez nombreux trématodes qui lui sont communs avec l'homme, ce sont : la *Fasciola hepatica*, le *Fasciolopsis buski* en Indochine et à Formose, le *Clonorchis sinensis* en Extrême-Orient, le *Dicrocœlium dendriticum*, l'*Echinochasmus perfoliatus*, probablement le *Paragonimus ringeri* en Corée d'après Kobayashi, le *Schistosoma japonicum* en Chine et au Japon, le *Gastrodiscoides hominis*, fréquent chez cet animal en Annam d'après Brau et Bruyant et d'après Mathis et Léger.

En 1922, Koino a montré que l'*Ascaris suum* du porc, longtemps identifié avec celui de l'homme, est en réalité différent de l'*Ascaris lumbricoides*. Par contre, le porc héberge en commun avec l'homme d'autres nématodes tels que le *Metastrongylus elongatus*, le *Mecistocirrus fordi*, le *Dioctophyme renale*, le *Gongylonema pulchrum* et le *Gnathostoma hispidum*. En ce qui concerne l'*Ancylostoma duodenale* et le *Necator americanus*, le porc, bien que n'hébergeant point ces parasites, joue néanmoins un rôle indirect dans leur transmission, car il peut ingérer des œufs qui traversent sans altération son tube digestif et sont ainsi disséminés dans la nature. B. Schwartz a montré, en 1926, que le trichocéphale du porc est le même que celui de l'homme, *Trichuris trichiura* (1).

Le porc héberge encore, parmi les parasites capables de se rencontrer chez l'homme, un acanthocéphale, le *Giganthorhynchus hirudinaceus*, des acariens, *Sarcoptes scabiei* var. *capræ* et *S. scabiei* var. *suis*, ainsi que des larves de diptères, celles de la *Dermatobia cyaniventris* et de la *Cochliomyia macellaria*.

Phacochœrus africanus Gmelin, 1788

Synonymie : *P. aeliani* Cretschm., 1826 ; *haroja* Hemprich et Ehrenberg, 1832 ; *sclateri* Gray, 1870.

Ce phacochère est répandu en Afrique centrale, orientale et occidentale, depuis l'Abyssinie jusqu'au Sénégal, à la Guinée et au Zambèze ; il est signalé comme pouvant héberger la larve du *Porocephalus armillatus*.

Phacochœrus æthiopicus Linné, 1768

Synonymie : *P. pallasii* van der Hœv., 1839 ; *incisivus* Is. Geoffroy ; *barbatus* Temm. ; *typicus* A. Smith.

(1) *Trichuris suis* et ses synonymes *T. crenatus* et *T. apri* doivent donc être considérés comme identiques au *Trichuris trichiura*.

Cette espèce est plus méridionale que la précédente et vit en Afrique australe depuis le Zambèze jusqu'à la colonie du Cap ; elle est aussi mentionnée parmi les hôtes du *Porocephalus armillatus* à l'état larvaire.

Sous-famille : Tayassinæ

Tayassus (Tayassus) tajacu Linné, 1766

Synonymie : *Dicotyles torquatus* Cuvier, 1817.

Le pécari à collier se rencontre en Amérique septentrionale, centrale et méridionale ; on a signalé chez lui la présence du *Gigantho-rhynchus hirudinaceus*.

ORDRE : PERISSODACTYLA

FAMILLE : EQUIDÆ

Equus (Equus) caballus Linné, 1766

Neumann (1905) a signalé dans l'œil du cheval le cysticerque du *Tænia solium*. Cet animal est un des hôtes intermédiaires de la *Linguatula serrata*, qu'il héberge d'ailleurs aussi bien à l'état adulte qu'à l'état larvaire. Parmi les larves de cestodes, Moniez et Heincke (1882) ont rencontré celle du *Tænia multiceps* dans le cerveau et dans l'œil, et plusieurs auteurs ont trouvé celle de l'*Echinococcus granulosus* dans le foie, les poumons, les muscles, le cerveau, les reins, la rate, l'œil, etc. Le cheval héberge, parmi les trématodes, la *Fasciola hepatica* et le *Schistosoma japonicum* en Extrême-Orient; parmi les nématodes, le *Dioctophyme renale*, le *Dracunculus medinensis* (1) et la *Filaria lymphatica ;* parmi les acariens, le *Sarcoptes scabiei* var. *equi*, le *S. scabiei* var. *capræ* et le *S. scabiei* var. *aucheniæ ;* enfin, parmi les larves de diptères, les larves du *Gastrophilus hæmorrhoidalis* du *G. veterinus* et du *G. intestinalis*, capables de provoquer des myiases rampantes sous-cutanées chez l'homme, ainsi que celles du *Rhinœstrus purpureus*, cause d'ophthalmomyiases en Sibérie, de l'*Hypoderma bovis*, de la *Cochliomyia macellaria* et de la *Cordylobia anthropophaga*.

(1) Voir la note (2) de la page 360.

Equus (Asinus) asinus Linné, 1766

L'âne peut héberger dans le foie et les poumons la forme larvaire de l'*Echinococcus granulosus ;* il héberge en outre la *Fasciola hepatica* et le *Dicrocœlium dendriticum,* la *Filaria lymphatica,* le *Sarcoptes scabiei* var. *equi,* enfin les larves de diptères suivantes: celles du *Gastrophilus intestinalis,* de l'*Hypoderma bovis* et de la *Cochliomyia macellaria.*

Equus asinus × Equus caballus

Le mulet est l'un des hôtes de la *Linguatula serrata* adulte ; il peut transmettre à l'homme le *Sarcoptes scabiei* var. *equi ;* il héberge en outre à l'état larvaire le *Gastrophilus intestinalis,* la *Dermatobia cyaniventris,* la *Cochliomyia macellaria* et la *Cordylobia anthropophaga.*

Equus Linné, 1758 **(Hippotigris)** H. Smith, 1841

On a signalé dans le foie de zèbres, sans détermination spécifique, la larve de l'*Echinococcus granulosus* et la *Fasciola gigantica.*

FAMILLE : TAPIRIDÆ

Sous-famille : Tapirinæ

Tapirus (Rhinochœrus) indicus G. Cuvier, 1798

Synonymie : *T. sumatranus* Gray, 1821 ; *malayanus* Raffles, *bicolor* Wagner.

Le tapir de l'Inde se rencontre en Asie orientale et méridionale, dans la presqu'île de Malacca et dans l'île de Sumatra. D'après Pagenstecher (1872), Railliet et d'autres auteurs, il peut héberger la forme larvaire de l'*Echinococcus granulosus.*

Tapirus (Tapirus) americanus Brisson, 1756

Synonymie : *T. terrestris* Linné, 1766 ; *suillus* Blumenbach, 1791 ; *laurillardi* Gray, 1867.

Ce tapir existe dans une grande partie de l'Amérique du Sud : Venezuela, Guyane, Amazonie, Pérou oriental, jusqu'au Paraguay et au nord de l'Argentine. Neumann (1905), puis Nicoll (1918) et Hall (1919) mentionnent cet animal comme un des hôtes de la larve de l'*Echinococcus granulosus,* qui peut se développer dans le foie, le péritoine et le tissu sous-cutané.

ORDRE : PROBOSCIDEA

FAMILLE : ELEPHANTIDÆ

Elephas maximus Linné, 1766

Bonvicini (1897), Neumann (1905) puis Railliet, Henry et Bauche (1914) ont signalé dans le foie de l'éléphant asiatique la larve de l'*Echinococcus granulosus.*

On a aussi noté chez cet éléphant la présence de la *Fasciola hepatica.*

ORDRE : RODENTIA

SOUS-ORDRE : LAGOMORPHA

FAMILLE : LEPORIDÆ

Lepus Linné, 1758

Chez le lièvre, sans désignation spécifique, von Linstow (1901) mentionne la larve du *Tænia multiceps* et Garin (1900) celle de l'*Echinococcus granulosus.*

Lepus (Lepus) timidus Linné, 1766

Reinitz (1885) et von Linstow (1889) signalent le lièvre comme pouvant héberger la larve du *Tænia solium ;* on a aussi noté chez ce rongeur la forme larvaire de la *Linguatula serrata,* celle de l'*Echinococcus granulosus,* enfin la *Fasciola hepatica.*

Oryctolagus cuniculus (Linné, 1766)

Le lapin est un des hôtes intermédiaires de la *Linguatula serrata.* Leuckart (1856) puis van Beneden, Diesing, etc., l'ont mentionné comme un des hôtes de la larve du *Tænia multiceps,* qui siège dans le cerveau où les muscles. Le lapin de garenne et le lapin domestique hébergent la larve de l'*Echinococcus granulosus,* que l'on a trouvée dans le foie et dans les testicules. Yoshida (1917) a signalé la présence chez cet animal de la larve du *Diphyllobothrium mansoni.* La *Fasciola hepatica* se rencontre chez le lapin de garenne et le lapin domestique. Ce rongeur héberge d'autres trématodes : le *Dicrocælium dendriticum,* le *Stamnosoma armatum* et le *Schistosoma japonicum,* en Extrême-Orient.

SOUS-ORDRE : HYSTRICHOMORPHA

FAMILLE : CAVIIDÆ

Cavia (Cavia) porcellus Linné, 1766

Le cobaye est, comme le lapin, un des hôtes intermédiaires de la *Linguatula serrata* ; il héberge aussi la *Fasciola hepatica.*

FAMILLE : AGOUTIDÆ

Dasyprocta aguti (Linné, 1766)

L'agouti est un des animaux capables d'héberger, en Amérique, la larve de la *Dermatobia cyaniventris.*

SOUS-ORDRE : MYOMORPHA

FAMILLE : MURIDÆ (1)

Sous-famille : Microtinæ

Microtus (Microtus) arvalis Pallas, 1778

Ce campagnol et probablement d'autres espèces du même genre hébergent le *Giganthorhynchus moniliformis.*

Sous-famille : Sigmodontinæ

Sigmodon hispidus Say et Ord, 1825

Synonymie : *S. hortensis* Harlan, 1835 ; *ferrugineus* Harlan, 1826 ; *remifer* Jourdan ; *messor* Le Conte.

Cette espèce, qui comprend de très nombreuses variétés, habite le sud de l'Amérique septentrionale : Floride, Louisiane, etc. Smith (1908) la mentionne comme un des hôtes de l'*Hymenolepis diminuta.*

Rhipidomys pyrrhorhinus Wied, 1825

Ce rongeur, du Brésil oriental et méridional, héberge, d'après von Linstow (1878) et Ransom (1904), l'*Hymenolepis diminuta.*

Sous-famille : Cricetinæ

Cricetus (Cricetus) cricetus Linné, 1766

Synonymie : *C. frumentarius* Pallas, 1811 ; *vulgaris* Desmarest, 1819.

(1) Certains rats des champs japonais ont été trouvés infestés par le *Schistosoma japonicum.*

Cette espèce, de même que d'autres hamsters, peut donner asile au *Giganthorhynchus moniliformis.*

Sous-famille : Muridæ

Mus (Rattus) rattus Linné, 1766

Le rat noir est, d'après Diesing (1850), un des hôtes intermédiaires du *Tænia solium ;* le cysticerque a été trouvé enkysté dans les muscles et dans le péritoine. Joyeux et Houdemer (1927) ont signalé chez lui en Indochine la larve du *Diphyllobothrium mansoni.* Ce rat est naturellement infesté par l'*Hymenolepis diminuta,* le *Clonorchis sinensis* d'après Muto (1920), le *Stamnosoma armatum,* l'*Hepaticola hepaticola,* la *Trichinella spiralis* et le *Giganthorhynchus moniliformis.*

Ajoutons que le *Pediculus capitis* de l'homme peut vivre occasionnellement aux dépens de ce rongeur.

Mus (Rattus) rattus L. var alexandrinus Is. Geoffrof, 1812

Cette variété du rat noir héberge également l'*Hymenolepis diminuta,* le *Stamnosoma armatum,* la *Trichinella spiralis* et le *Giganthorhynchus moniliformis.*

Mus (Rattus) norwegicus Erxleben, 1777

Le surmulot peut être un des hôtes intermédiaires de la *Linguatula serrata.* Joyeux et Houdemer (1927) ont signalé chez ce rongeur, en Indochine, la larve du *Diphyllobothrium mansoni.* Il héberge en outre l'*Hymenolepis diminuta,* le *Clonorchis sinensis,* ainsi que le relate Muto (1920), le *Stamnosoma armatum,* l'*Hepaticola hepaticola,* la *Trichinilla spiralis* et le *Giganthorhynchus moniliformis.*

Mus (Rattus) terræ-reginæ Alston, 1879

Synonymie : *M. leucopus* Gray, 1867.

Ce rat habite l'Australie septentrionale et le Queensland. Johnston (1918) a signalé chez lui la présence de l'*Hymenolepis diminuta.*

Mus (Rattus) albipes Rüpp., 1845

Synonymie : *M. fuscirostris* Wagner, 1845.

Cette espèce, qui se rencontre en Abyssinie, en Nubie et dans le Soudan oriental, héberge le *Giganthorhynchus moniliformis.*

Mus sp ?

Chez un rat, appelé en japonais « nonézumi », Muto a signalé, en 1920, le *Clonorchis sinensis ;* Fujinami et Suéyasu y ont rencontré le *Schistosoma japonicum.*

Mus (Mus) sylvaticus Linné, 1766

D'après Dujardin (1845), le mulot est l'un des hôtes de l'*Hymenolepis diminuta.*

Mus (Mus) musculus Linné, 1766

La souris héberge l'*Hymenolepis diminuta* et Langerhausen (1868), puis divers auteurs, ont signalé chez elle la larve de l'*Echinococcus granulosus.* Elle est en outre l'hôte du *Stamnosoma armatum,* du *Syphacia obvelata,* oxyuridé signalé chez l'homme par W. Riley, en 1919, de l'*Hepaticola hepaticola* et de la *Trichinella spiralis.*

Cricetomys gambianus Waterhouse, 1840

Ce rongeur a été trouvé infecté par la larve de *Cordylobia anthropophaga* (1).

Sous-famille : Gerbillinæ

Gerbillus Desmarest, 1804 ; *emend,* Lataste, 1882

Une gerbille, sans désignation spécifique, héberge un cénure, larve du *Tænia* (*Multiceps*) sp., cénure qui a été trouvé une fois chez l'homme dans un muscle intercostal par W.-B. Johnson au nord de la Nigeria.

Meriones sinaiticus

Cette gerbille est mentionnée par E. Brumpt parmi les hôtes du *Giganthorhynchus moniliformis.*

FAMILLE : MYOXIDÆ

Sous-famille : Myoxinæ

Myoxus glis Linné, 1766

Synonymie : *M. esculentus* Blumenbach, 1791 ; *vulgaris* Oken, 1816 ; *avellanus* Owen ; *siculæ* Lesson, 1827.

Ce lérot habite l'Europe centrale et méridionale, le sud de la Sibérie, la Géorgie, l'Asie mineure et la Palestine. Il peut héberger

(1) Cette larve de diptère a encore été signalée chez divers rats, sans désignation d'espèce.

la larve de la *Linguatula serrata* et le *Giganthorhynchus moniliformis.*

Myoxus nitedula Pallas, 1778

SYNONYMIE : *M. dryas* Schreber ; *nitela* F. Cuvier, 1823.

Ce rongeur se rencontre en Europe orientale, en Russie méridionale, en Lithuanie et au nord du Caucase ; comme l'espèce précédente, il donne asile au *Giganthorhynchus moniliformis.*

Eliomys quercinus Linné, 1766

SYNONYMIE : *E. nitela* Pallas, 1778 ; *munbyanus* Pomel, 1856.

Cette espèce habite l'Europe, depuis la Belgique et la France jusqu'en Russie méridionale, ainsi que les îles Baléares. On a signalé chez elle la présence du *Giganthorhynchus moniliformis.*

SOUS-ORDRE : SCIUROMORPHA

FAMILLE : SCIURIDÆ

Sous-famille : Sciurinæ

Funambulus (Funambulus) palmarüm (Linné, 1766)

Le rat palmiste est mentionné par E. Brumpt comme pouvant héberger le *Giganthorhynchus moniliformis.*

Sciurus (Sciurus) vulgaris Linné, 1776

Neumann (1905) et divers auteurs ont signalé, dans le foie et le thorax de l'écureuil vulgaire, la présence de l'*Echinococcus granulosus* à l'état larvaire.

Sciurus (Parasciurus) rufiventer Desm. 1822,
var. **neglectus** Gray, 1867

SYNONYMIE : *S. vicinus* Bangs, 1896 ; *vulpinus* Schreb., 1792.

Cet écureuil habite la Nouvelle-Angleterre, la Pensylvanie et la Virginie occidentale ; il est mentionné parmi les hôtes du *Giganthorhynchus moniliformis.*

ORDRE : CARNIVORA

Un certain nombre de carnivores hébergent le *Clonorchis sinensis* et on trouve normalement dans l'estomac de beaucoup d'entre eux le *Gnathostoma spinigerum,* observé plusieurs fois chez l'homme en Extrême-Orient.

FAMILLE : FELIDÆ

Chez plusieurs félidés domestiques ou sauvages, on a signalé la présence du *Toxocara mystax*.

Sous-famille : Felinæ

Felis (Felis) catus Linné, 1766

Le chat peut être l'hôte intermédiaire accidentel du *Tænia solium*, dont Moniez (1880) puis Railliet et d'autres ont signalé le cysticerque dans les muscles. D'après Yoshida (1917), il héberge aussi dans ses muscles et sa cavité générale la larve du *Diphyllobothrium mansoni* qui se rencontre également chez lui à l'état adulte. La *Linguatula serrata* s'y trouve à l'état larvaire et à l'état adulte. Le chat est un des hôtes définitifs de l'*Echinococcus granulosus*, vivant chez l'homme à l'état larvaire, en même temps qu'il en est l'hôte intermédiaire puisqu'il héberge parfois des hydatides.

Les parasites communs au chat et à l'homme sont, parmi les cestodes : le *Dipylidium caninum*, le *Diphyllobothrium latum*, et de nombreux trématodes : *Clonorchis sinensis*, *Opisthorchis felineus*, *Pseudamphistomum truncatum*, *Heterophyes heterophyes* en Egypte d'après Looss, *Metagonimus yokogawai*, *Echinochasmus perfoliatus*, *Stamnosoma armatum* obtenu expérimentalement chez l'homme et *Schistosoma japonicum*. Le chat héberge en Corée un *Paragonimus* identique, d'après Kobayashi, à celui que l'on rencontre chez l'homme ; il s'agirait probablement du *P. ringeri*.

Mentionnons, parmi les nématodes, le *Toxocara mystax*, l'*Ancylostoma brasiliense*, le *Gnathostoma spinigerum* et le *Dracunculus medinensis* signalé chez le chat sauvage. Citons, en outre, un acarien, le *Notoedres cati* var. *cati* et les larves de deux diptères : *Cochliomyia macellaria* et *Cordylobia anthropophaga*.

Felis (Felis) libyca Olivier, 1801

Synonymie : *F. caligata* Bruce, 1822 ; *caffra* Lorenz.

Ce chat se rencontre en Afrique septentrionale depuis l'Egypte jusqu'au Maroc, dans le pays Somali, l'Abyssinie et la région du Kilimandjaro. Bellingham (1844) le cite parmi les hôtes du *Dipylidium caninum*.

Felis (Uncia) leo Linné, 1766

Le lion héberge le *Porocephalus armillatus* adulte, dont la larve peut vivre chez l'homme ; il est en outre l'hôte du *Toxocara mystax* et du *Sarcoptes scabiei* var. *leonis*.

Felis (Uncia) concolor Linné, 1766

Synonymie : *F. discolor* Schreb.

Ce puma habite le Brésil méridional, depuis l'Amazonie jusqu'en Bolivie ; il est l'hôte de deux cestodes : l'*Echinococcus granulosus* et, d'après M. Braun (1882), du *Diphyllobothrium latum*.

Felis (Uncia) tigris Linné, 1766

Synonymie : *F. regalis* Gray, 1843 ; *striatus* Severtz., 1858.

Le tigre héberge en Corée, d'après Kobayashi, un *Paragonimus*, peut-être le *P. ringeri* ; il est un des hôtes du *Gnathostoma spinigerum*.

Felis (Leopardus) pardus Linné, 1766

La panthère, dont on a décrit de nombreuses variétés, habite tout le continent africain et une partie de l'Asie. Railliet la mentionne comme un des hôtes de la larve de l'*Echinococcus granulosus* et, d'après M. Braun (1882), elle héberge le *Diphyllobothrium latum*. Elle est signalée parmi les hôtes probables du *Paragonimus ringeri* et serait capable d'héberger la filaire de Médine, *Dracunculus medinensis*.

Felis (Leopardus) onça Linné, 1766

Synonymie : *F. panthera* Schreber ; *polioparda* Fitzing.

Cette espèce vit en Amérique méridionale, depuis la Colombie jusqu'en Patagonie ; elle est, d'après M. Braun (1882), l'un des hôtes du *Diphyllobothrium latum*.

Felis (Zibethailurus) viverrina Bennet, 1833

Synonymie : *F. viverriceps* Hodgs., 1836 ; *himalayana* Jard., 1837 ; *celidogaster* Gray, 1846 ; *bennettii* Gray, 1867.

Ce félidé habite l'Inde, depuis l'Himalaya jusqu'en Assam, ainsi que le Siam, Ceylan et Formose ; Southwell (1922) le range au nombre des hôtes du *Dipylidium caninum*.

Felis (Oncoides) mitis F. Cuvier, 1820

Cette espèce héberge l'*Echinococcus granulosus* à l'état adulte et M. Braun (1882) la mentionne parmi les hôtes du *Diphyllobothrium latum*.

Felis (Oncoides) tigrina Erxleben, 1777

Synonymie : *F. margay* Azara, 1838 ; *tigrinoides* Gray, 1843.

Ce félidé se rencontre en Guyane et depuis l'Amérique centrale jusqu'au Paraguay ; il héberge, d'après M. Braun (1882) et Hungerbühler (1910), le *Diphyllobothrium latum*.

Felis (Oncoides) wiedi Schinz, 1821

Synonymie : *F. macrura* Wied, 1826.

Cette espèce habite l'Amérique centrale, Costa Rica, l'Amazonie et le Brésil méridional ; elle est, d'après M. Braun (1882), l'hôte du *Diphyllobothrium latum.*

FAMILLE : HYÆNIDÆ

Sous-famille : Hyæninæ

Hyæna Zimmermann, 1777

Les hyènes peuvent donner asile au *Sarcoptes scabiei* var. *leonis,* variété transmissible à l'homme.

Hyæna (Hyæna) hyæna (Linné, 1766)

L'hyène rayée est, d'après Southwell (1922), l'un des hôtes du *Dipylidium caninum.*

FAMILLE : CANIDÆ

Sous-famille : Caninæ

Canis (Canis) familiaris Linné, 1766

Le chien a été signalé par Diesing (1850), van Beneden (1861) et d'autres auteurs comme hôte intermédiaire du *Tænia solium,* dont on a trouvé le cysticerque dans le cerveau, l'œil, les reins, les muscles et le péritoine. C'est l'hôte habituel du *Tænia multiceps,* dont il peut héberger aussi exceptionnellement la forme larvaire et de l'*Echinococcus granulosus,* qui, d'après Neumann (1905), W. Stiles (1906), Hall (1919) et d'autres, se rencontre parfois à l'état larvaire dans le foie, le péritoine, la rate, les testicules et le vagin. Le chien est non seulement l'hôte définitif de ces deux cestodes, dont l'homme est l'hôte intermédiaire, mais cet animal héberge en outre, concurremment avec ce dernier, leurs formes larvaires. Le chien est encore l'hôte définitif du *Diphyllobothrium mansoni,* ainsi que l'ont montré Yamada (1916) et Yoshida (1917), dont la larve est également parasite de l'homme.

Il héberge en commun avec ce dernier, parmi les cestodes : le *Dipylidium caninum,* le *Diphyllobothrium latum* ainsi que l'ont tout d'abord montré von Siebold (1837) et M. Braun (1882) et le *D. cordatum* suivant Railliet (1893), Ariola (1900) et d'autres ; parmi les trématodes : le *Clonorchis sinensis,* l'*Opisthorchis felineus,* probablement l'*Amphimerus noverca,* l'*Heterophyes heterophyes* en Egypte d'après Looss, vraisemblablement le *Paragonimus ringeri*

en Corée suivant Kobayashi, le *Pseudamphistomum truncatum*, le *Metagonimus yokogawai* en Extrême-Orient, l'*Echinochasmus perfoliatus*, le *Stamnosoma armatum* et le *Schistosoma japonicum*.

Parmi les nématodes, il est l'hôte du *Toxocara canis*, de l'*Ancylostoma brasiliense*, de l'*A. ceylanicum* peut-être identique au précédent, du *Dioctophyme renale*, du *Gnathostoma spinigerum*, du *Dracunculus medinensis* (1) et, en Extrême-Orient, de la *Thelazia callipæda*. En ce qui concerne l'*Ancylostoma duodenale* et le *Necator americanus*, les chiens jouent un rôle indirect dans la propagation de ces nématodes en ingérant leurs œufs qu'ils rejettent vivants, disséminant ainsi l'ankylostomose. Pour Fülleborn, le chien pourrait héberger le *Strongyloides stercoralis* de l'homme, mais E. Brumpt (1923) considère l'anguillule de cet animal comme une espèce distincte qu'il a appelée *Strongyloides canis*. Un acanthocéphale, le *Giganthorhynchus moniliformis*, se rencontre également chez ce carnivore.

Le chien héberge en outre la *Linguatula serrata* à l'état adulte et le *Porocephalus armillatus* à l'état larvaire. Enfin il est l'hôte du *Sarcoptes scabiei* var. *canis*, du *S. scabiei* var. *ovis* et de plusieurs larves de diptères : *Œstrus ovis*, *Dermatobia cyaniventris*, *Cochliomyia macellaria* et *Cordylobia anthropophaga*.

Canis (Canis) familiaris var. **dingo** Blumenbach, 1780

Synonymie : *C. australiæ* H. Smith ; var. *sumatrensis* Hardwick, 1869.

Cette variété australienne du chien domestique héberge, d'après Johnson, l'*Echinococcus granulosus* et le *Dipylidium caninum*.

Canis (Canis) lupus Linné, 1766

Le loup est l'un des hôtes définitifs de l'*Echinococcus granulosus*; il héberge, en Corée, un *Paragonimus*, qui est peut-être le *P. ringeri*, un nématode, le strongle géant, *Dioctophyme renale* et la *Linguatula serrata* à l'état adulte.

Canis (Canis) nebracensis Merriam, 1898

Cette espèce se rencontre au Nebraska et depuis le Canada jusqu'au Colorado oriental. Hall (1911) a signalé chez elle la présence du *Tænia multiceps*.

Canis (Thos) aureus Linné, 1766

Sonsino (1889), puis W. Stiles et Taylor (1892), ainsi que d'autres

(1) Voir la note (2) de la page 360.

auteurs, ont signalé dans le tissu conjonctif de ce chacal (1) la forme larvaire du *Diphyllobothrium mansoni*. Cet animal héberge aussi l'*Echinococcus granulosus* et le *Dipylidium caninum*.

Canis (Thos) mesomelas Schreber, 1878

Ce chacal est, d'après Gough (1908) et d'autres auteurs, un des hôtes de l'*Echinococcus granulosus* et du *Dipylidium caninum*.

Canis (Cerdocyon) azaræ Wied, 1826

D'après M. Braun (1882), ce carnassier pourrait héberger le *Diphyllobothrium latum*.

Vulpes (Vulpes) vulpes Linné, 1766

Le renard (2) est un hôte définitif du *Tænia multiceps* d'après Riley (1921) et du *Diphyllobothrium latum*. Il héberge encore le *Pseudamphistomum truncatum*, la *Linguatula serrata* à l'état adulte et peut communiquer à l'homme le *Sarcoptes scabiei* var. *vulpis*.

Vulpes (Vulpes) lagopus Linné, 1766

Ce renard habite les régions arctiques : Spitzberg, Groënland, Sibérie septentrionale, Nouvelle-Zemble, etc. Railliet le signale parmi les hôtes du *Tænia multiceps* et M. Braun parmi ceux du *Diphyllobothrium latum*.

Urocyon cinereo-argentatus Müller, 1776

Synonymie : *U. griseus* Bodd., 1784.

Ce canidé s'observe en Amérique septentrionale et orientale et présente plusieurs variétés ; il a été signalé par W. Stiles et Hassall (1912) comme pouvant héberger le *Diphyllobothrium latum*.

Lycaon pictus Temminck, 1820

Synonymie : *L. venaticus* Burchell, 1822 ; *tricolor* Brookes, 1828 ; *typicus* A. Smith, 1835 ; *aureus* Thunb.

Cette espèce se rencontre en Afrique orientale et centrale, depuis l'Abyssinie jusqu'à l'est du Sénégal, ainsi qu'en Mozambique. D'après Chapin (1921), elle peut héberger la forme larvaire de l'*Echinococcus granulosus*.

(*A suivre*).

(1) On a mentionné chez des chacals, sans désignation d'espèce, la présence du *Dracunculus medinensis* et de la larve de la *Cordylobia anthropophaga*.

(2) Chez des renards, dont l'espèce n'est pas indiquée, Kobayashi signale en Corée un *Paragonimus* semblable à celui de l'homme et Looss mentionne, en Egypte, la présence de l'*Heterophyes heterophyes*.

NOTES ET INFORMATIONS

Deux parasites nouveaux pour la marmotte des Alpes : *Marmota marmotta* L. (cysticerque et sarcosporidie). — Dans les collections du Laboratoire de Parasitologie de la Faculté de médecine de Paris, nous avons trouvé diverses pièces, en partie étudiées par le regretté professeur R. Blanchard, provenant de marmottes : *Marmota marmotta* L., capturées dans la région de Briançon (Hautes-Alpes).

I. Cysticerque de *Tænia crassiceps* Rud. = *Cysticercus longicollis* Rud. — Il s'agit de très nombreux cysticerques, se trouvant dans la région thoracique, répondant aux descriptions de Leuckart (1), Braun (2), Gläser (3), auxquelles nous renvoyons pour l'étude de ce parasite. Les cysticerques se présentent sous l'aspect de petites vésicules ellipsoïdiques, mesurant 4 à 5 millimètres sur 1 à 2 millimètres. Elles sont entourées d'une membrane adventice. A l'un des pôles se voit une tache opaque, correspondant au scolex, généralement invaginé, parfois évaginé et faisant saillie. Les ventouses mesurent 125 à 130 μ. Le rostre porte environ 32 crochets répartis en deux couronnes. Leur longueur totale est de 183 μ pour ceux de la première rangée, 136 μ pour ceux de la seconde. Ils ont l'aspect figuré par Leuckart. Le manche est moins développé que celui des crochets de l'adulte, dessinés par J.-G. Baer (4), qui a récemment discuté la question du nombre de crochets ainsi que l'identité de *T. crassiceps* Rud. et de *T. polyacantha* Leuck. Le parenchyme contient de nombreux corpuscules calcaires, de taille inégale, mesurant 8 à 16 μ dans leur plus grand axe.

Ce cysticerque, connu chez divers rongeurs, n'avait pas encore été signalé, à notre connaissance, chez *Marmota marmotta*. On sait que la forme adulte est hébergée par le renard dans la nature. R. Blanchard a essayé, sans succès, de faire évoluer le cysticerque de la marmotte chez un chien. L'autopsie de ce dernier a montré d'autres ténias : *T. pisiformis* (Bloch), *Dipylidium caninum* (L.) ; mais il n'existait aucun cestode correspondant au cysticerque ingéré.

(1) Leuckart (R.). — *Die Blasenbandwürmer und ihre Entwicklung*. 160 p., Pl. I-III, Giessen, 1856.

(2) Braun (M.). — Helminthologische Notizen, V. Ein proliferiender *Cysticercus* und die zugehörige Tänie. *C. B. f. Bak. u. Parasit.*, XX, 1896, p. 580-588.

(3) Glaser (H.). — Zur Entwicklungsgeschichte des *Cysticercus longicollis* Rud. *Zeitsch. f. wiss. Zool.*, XCII, (3), 1909, p. 540-561, Pl. XXVI-XXVII.

(4) Baer (J.-G.). — Cestodes de Mammifères. *Bull. Soc. neuchâteloise des Sciences naturelles*, L, 1925, p. 77-81.

II. *Sarcocystis* sp. — Une autre marmotte, provenant également des environs de Briançon, était parasitée par des sarcosporidies. Ces parasites avaient l'aspect habituel, les spores falciformes mesurant environ 15 μ de longueur sur 4 μ de largeur maxima, l'extrémité arrondie contenant le noyau. L'infestation était assez marquée dans le muscle cardiaque, peu intense dans les autres muscles.

Les sarcosporidies ne paraissent pas encore avoir été signalées chez la marmotte ; nous n'en avons trouvé aucune indication bibliographique et le récent traité de protozoologie de C.-M. Wenyon (1) ne mentionne pas ce rongeur comme hébergeant le parasite en question. Conformément à l'opinion autorisée de cet auteur et à celle d'Alexeieff cité par lui, il nous semble inutile, dans l'état actuel de nos connaissances sur ce groupe de protozoaires, de créer une espèce nouvelle pour cette sarcosporidie, semblable morphologiquement aux formes communes déjà décrites chez un grand nombre d'animaux. Nous la déterminons donc comme *Sarcocystis* sp.

Ch. Joyeux.

Rectification de nomenclature. — Dans le numéro 4 du tome IV des *Annales de Parasitologie* (p. 330), paru le 1er octobre 1926, nous avons décrit un trématode nouveau sous le nom de *Dermophagus squali* n. g., n. sp. Nous nous sommes aperçu depuis que le nom de genre était préoccupé et nous proposons de remplacer *Dermophagus* par *Labontes*. La famille deviendra celle des *Labontidæ* et la sous-famille celle des *Labontinæ*.

G.-A. Mac Callum.

(1) Wenyon (C.-M.). — *Protozoology*. 2 vol., 1.563 p., London, 1926 (cf. p. 768).

RÉPERTOIRE

DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX [1]

Cestodes

Tetrabothrius sulcatus Linton. *Tetrabothriidæ*. Intestin. *Fregata magnificens* (*Steganopodes*). Tortugas (Floride). *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 15.

Choanotaenia ransomi Linton. *Dilepinidæ*. Intestin. *Larus atricilla*, *Larus argentatus*, *Larus marinus*, *Larus philadelphia*, *Larus delawarensis* (*Lariformes*), *Gavia immer* (*Colymbiformes*). Woods Hole region. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 20.

Hymenolepis anceps Linton. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Mergus serrator* (*Anseriformes*). Woods Hole. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 27.

Hymenolepis ductilis Linton. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Larus argentatus*, *Larus marinus* (*Lariformes*). Woods Hole. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 32.

Hymenolepis hamulacanthos Linton. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Marila americana* (*Anseriformes*). Woods Hole. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 36.

Valipora Linton. *Dilepinidæ*. Espèce type : *V. mutabilis*. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 53.

Valipora mutabilis Linton. *Dilepinidæ*. Intestin *Nycticorax nævius* (*Ciconiiformes*). Woods Hole. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 53.

Valipora parvispine Linton. *Dilepinidæ*. Intestin. *Gavia immer* (*Colymbiformes*). Woods Hole. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 55.

Gyrocaelia milligani Linton. *Acoleidæ*. Intestin. *Crocethia alba*. Woods Hole. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 59.

Fimbriaria falciformis Linton. *Hymenolepididæ*. Intestin. *Œdemia deglandi*, *Œ. perspicillata*, *Clangula hiemalis* (*Anseriformes*). *Fulica americana* (*Gruiformes*). Woods Hole. *Proc. U. S. nat. Mus.*, LXX, 1927, p. 64.

Joyeuxia R. Lopez-Neyra. *Dilepinidæ*. Espèce type : *J. chyzeri* (Diamare, 1892) = *Dipylidium chyzeri* Diam., 1892. *Bull. Soc. path. exot.*, XX, 1927, p. 438.

(1) La Direction des *Annales de Parasitologie* prie instamment les auteurs qui décrivent des espèces parasitaires nouvelles de vouloir bien lui adresser leurs travaux, *15, rue de l'Ecole-de-Médecine, à Paris*, afin qu'il en soit tenu compte dans le plus court délai. A défaut de tirés à part, on peut envoyer une liste des espèces nouvellement décrites, avec indications bibliographiques.

Hymenolepis intermedius J. Bacigalupo. *Hymenolepididæ*. Intestin. Homme, rat. (Cysticercoïde chez *Tenebrio molitor* et *Asopia farinalis*). Buenos-Aires. *La semana medica*, N° 4, 1927.

Oochoristica lagrangei Joyeux et Houdemer. *Anoplocephalidæ*. Intestin. *Liolepis belliana* Gray (Lacertiliens). Nha'Trang (Indochine). *Ann. parasitologie*, V, 1927, p. 291.

Raillietina (Raillietina) korkei Joyeux et Houdemer. *Davaineidæ*. Intestin. Pigeon sp. Kasauli (Inde). *Ann. parasitologie*, V, 1927, p. 295.

Raillietina (Raillietina) frayi Joyeux et Houdemer. *Davaineidæ*. Intestin. *Carpophaga sylvatica* Blyth (*Columbiformes*). Tonkin. *Ann. parasitologie*, V, 1927, p. 297.

Raillietina (Raillietina) carpophagi Joyeux et Houdemer. *Davaineidæ*. Intestin. *Carpophaga œnea* Salvad. (*Columbiformes*). Thudaumont (Cochinchine). *Ann. parasitologie*, V, 1927, p. 298.

Weinlandia sp. Joyeux et Houdemer. *Hymenolepididæ*. Intestin. Pigeon sp. Kasauli (Inde). *Ann. de parasitologie*, V, 1927, p. 305.

Tetrathyridium sp. Joyeux et Houdemer. *Mesocestoididæ*. Mésentère. *Zamenis mucosus* L., *Hypsirhina plumbea* Boié, *Naja* sp. (Ophidiens). Indochine. *Ann. de parasitologie*, V, 1927, p. 308.

Ch. Joyeux.

Trématodes

Paragonimus edwardsi Gulati. *Troglotremidæ*. Poumon. *Paradoxurus grayi* (Carnivores). Inde. *Mem. Dept. Agric. India Vet. Sec.*, III, 1926, p. 187.

Opisthorchis dendriticus Morgan. *Opisthorchiidæ*. Foie. *Antigone antigone* (*Gruiformes*). Londres (jardin zoologique). *Journ. of Helminthology*, V, 1927, p. 90.

Cercaria setiferoides Miller et Flora E. Northup. Trichocerques. Hépato-pancréas. *Nassa obsoleta*. Woods Hole (Massachussetts). *Biolog. Bull.*, L, 1926, p. 490.

Cercaria dipterocerca Miller et Flora E. Northup. *Distomata*. Hépato-pancréas. *Nassa obsoleta*. Woods Hole. *Biol. Bull.*, L, 1926, p. 500.

Cercaria variaglandis Miller et Flora E. Northup. Furcocercaires. Hépato-pancréas. *Nassa obsoleta*. Woods Hole. *Biol. Bull.*, L, 1926, p. 500.

Ceracaria quissetensis Miller et Flora E. Northup. *Echinostomidæ*. Hépato-pancréas. *Nassa obsoleta*. Woods Hole. *Biol. Bull.*, L, 1926, p. 501.

Cercariaeum lintoni Miller et Flora E. Northup. *Distomata*. Hépato-pancréas. *Nassa obsoleta*. Woods Hole. *Biol. Bull.*, L, 1926, p. 502.

Harmostomum (Harmostomum) mazzantii Travassos. *Harmostomidæ*. Intestin. *Columba livia domestica*. Manguinhos (Brésil). *Boletim biologico*, Fasc. 6, 1927, p. 62.

Proalaria huronensis G. La Rue. *Holostomidæ*. Intestin. *Larus argentatus* (*Lariformes*) (Métacercaires chez divers poissons). Lac Huron (Etats-Unis). *Trans. americ. micros. soc.*, XLVI, 1927, p. 27.

Orthorchis Mödlinger. *Plagiorchidæ*. Espèce type : *O. natricis*. *Mat. é Term-tud. Ertesitö*, XLI, kötet III, 1924, p. 193.

Orthorchis natricis Mödlinger. *Plagiorchidæ*. Intestin. *Tropidonotus natrix* (Ophidiens). Soroksar (Tschéco-Slovaquie). *Mat. é Term-tud. Ertesitö*, XLI, kötet, III, 1924, p. 193 (1).

Ch. J.

Nématodes

Oswaldonema Travassos. *Trichostrongylidæ*. Espèce type : *O. cruzi*. *Boletim biologico*, Fasc. 6, 1927, p. 52.

Oswaldonema cruzi Travassos. *Trichostrongylidæ*. Intestin. *Agouti paca*. Angra dos Reis (Brésil). *Boletim biologico*, Fasc. 6, 1927, p. 53.

Haemostrongylus raillieti Travassos. *Metastrongylidæ*. Ventricule droit et artères pulmonaires. *Canis azaræ*. Angra dos Reis (Brésil). *Boletim biologico*, Fasc. 6, 1927, p. 54.

M. Neveu-Lemaire.

Acanthocéphales

Acanthogyrus Thapar. *Acanthogyridæ*. Espèce type : *A. acanthogyrus*. *Journ. of helminthology*, V, 1927, p. 109.

Acanthogyrus acanthogyrus Thapar. *Acanthogyridæ*. Intestin. *Labeo rohita* (Poissons). Inde. *Journ. of helminthology*, V, 1927, p. 110.

M. N.-L.

Hirudinées

Limnatis haasi L. Johansson. *Hirudinidæ*. Province Lérida (Espagne) : lac de Montcortés près Pobla de Ségur. *Abhandlungen der Senkenbergischen Naturforsch gesellsch.*, XXXIX, Heft 3, Frankfurt a. M., 1926, p. 223.

Dina lineata punctata L. Johansson. *Herpobdellidæ*. Province de Barcelone (Espagne) : Guardiola. *Abhandl. der Senkenbergischen Naturforsch. Gesellsch.*, XXXIX, Heft 3, Frankfurt a. M., 1926, p. 229.

Dina lineata notata J. Johansson. *Herpobdellidæ*. Province de Lérida (Espagne) : Puerto de la Bonaygna. *Abhandl. der Senkenbergischen Naturforsch. Gesellsch.*, XXXIX, Heft 3, Frankfurt a. M., 1926, p. 230.

R.-Ph. Dollfus.

(1) D'après la figure donnée par Mödlinger, il est très probable que ce trématode n'est autre que l'*Encyclometra subflava* (Sonsino, 1892), déjà décrit sous un grand nombre de noms (voir R.-Ph. Dollfus, *Bull. Soc. Zool. de France*, XLIX, 1924, p. 268-276). Ce distome doit en réalité d'après cet auteur s'appeler *Encyclometra caudata* (Polonio, 1859) ; j'aurai l'occasion de revenir prochainement sur cette question. Ch. J.

TABLE DES MATIÈRES PAR NOMS D'AUTEURS

Mémoires originaux 1, 97, 193, 289

Baer (J.-G.) et Joyeux (Ch.). — Etude de quelques cestodes provenant des colonies françaises d'Afrique et de Madagascar 27
Baer (J.-G.) et Joyeux (Ch.). — Recherches sur quelques espèces du genre *Bothridium* (*Diphyllobothriidæ*) de Blainville, 1824 127
Brocher (F.). — A propos de la capture des larves d'anophèles par les utriculaires 46
Brocq-Rousseu, Guilliermond et Des Cilleuls (L.). — Etude d'un champignon pathogène du genre *Monilia* 48
Coutelen (F.). — Essai de culture *in vitro* de scolex et d'hydatides échinococciques (*Echinococcus granulosus*) 1
Coutelen (F.). — Sur l'évolution vésiculaire *in vitro* des scolex échinococciques 239
Coutelen (F.). — Contribution à l'étude morphologique des scolex échinococciques 243
Des Cilleuls (L.), Brocq-Rousseu et Guilliermond. — Etude d'un champignon pathogène du genre *Monilia* 48
Dévé (F.). — La cuticulisation des capsules proligères échinococciques 310
Ejsmont (L.). — *Spirhapalum polesianum* n. g., n. sp., trématode du sang d'*Emys orbicularis* 220
Galliard (H.). — Note sur les culicinés de Corse 97
Guilliermond, Brocq-Rousseu et Des Cilleuls (L.). — Etude d'un champignon pathogène du genre *Monilia* 48
Houdemer (E.) et Joyeux (Ch.). — Recherches sur la faune helminthologique de l'Indochine (cestodes et trématodes) 289
Joyeux (Ch.). — Recherches sur le cycle évolutif d'*Hymenolepis erinacei* (Gmelin, 1789) 20
Joyeux (Ch.) et Baer (J.-G.). — Etude de quelques cestodes provenant des colonies françaises d'Afrique et de Madagascar 27
Joyeux (Ch.) et Baer (J.-G.). — Recherches sur quelques espèces du genre *Bothridium* (*Diphyllobothriidæ*) de Blainville, 1824 .. 127
Joyeux (Ch.) et Houdemer (E.). — Recherches sur la faune helminthologique de l'Indochine (cestodes et trématodes) 289
Khalil (M.). — Une nouvelle espèce de *Parabronema* du rhinocéros (*Parabronema rhinocerotis* n. sp.) 37
Khalil (M.). — *Cruzia mexicana* n. sp. parasite d'un lézard mexicain 41

KRAUSE (Ester). — Contribution à l'étude du *Diphyllobothrium latum* (L.) en Palestine. Description d'anomalies chez ce cestode 249
LEON (N.). — Accouplement et fécondation du *Faciola hepatica* .. 236
LOPEZ-NEYRA (C.-R.). — Sur les cysticercoïdes de quelques *Dipylidium* 245
MARZINOWSKY (E.). — Du développement de la microfilaire du *Gymnodactylus fedschenki* 114
MARZINOWSKI (E.). — Du développement de l'*Hæmogregarina stepanovi* 140
NEVEU-LEMAIRE (M.). — *Protospirura hamospiculata* n. sp., nématode parasite d'un pangolin africain *Manis* (*Pholidotus*) *temmincki* 107
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Les œsophagostomes des phacochères 214
OKADA (J.-K.). — Un cas nouveau de myiase du tube digestif causé par la larve de *Psychoda B. punctata* Curt. 105
REINA GUERRA (A.). — Mycétome actinomycosique à grains jaunes à San-Salvador 344
RODHAIN (J.). — Contribution à la faune des œstridés du Congo belge 195
SAUTET (J.). — Recherches expérimentales sur quelques produits employés dans le traitement de la dysenterie amibienne 329
STUNKARD (H.-W.). — Sur l'*Unicæcum ruskowskii*, trématode sanguicole des tortues d'eau douce de l'Amérique du Nord 117

Revues critiques..... 63, 143, 252, 356
LARROUSSE (F.). — Etude biologique et systématique du genre *Rhodnius* Stal (Hémiptères, *Reduvidæ*) 63
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Essai de mammalogie médicale. I. Les mammifères réservoirs de virus des maladies infectieuses de l'homme 143, 252
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Essai de mammalogie médicale. II. Les mammifères hôtes intermédiaires ou hôtes définitifs des helminthes parasites de l'homme et ceux qui hébergent des parasites qui leur sont communs avec l'espèce humaine 356

Notes et informations..... 89, 177, 285, 381
BRUMPT (E.). — Commission du paludisme de la Société des Nations 90
JOYEUX (Ch.). — Deux parasites nouveaux pour la marmotte des Alpes : *Marmota marmotta* L. (cysticerque et sarcosporidie) 381
LA DIRECTION. — Ecole de Malariologie 177
MAC CALLUM (G.-A.). — Rectification de nomenclature 382
MAROTEL (G.). — Une nouvelle maladie parasitaire du dindon : la monostomidose cutanée 279
NEVEU-LEMAIRE (M.). — Dr Carlos França 89
WALRAVENS (P.). — A propos du *Trypanosoma rodhaini*. Réponse à une note de M. le Vétérinaire Hornby 89

Répertoire des espèces et des genres nouveaux..... 91, 178, 280, 383

TABLE ALPHABÉTIQUE DES MATIÈRES

A

Accouplement et fécondation de *Fasciola hepatica* 236
Aedes 103
Agoutidæ 160, 372
Amibes 329
Anomalies du *Diphyllobothrium latum* 249
Anoplocephalidæ 27, 290
Anoplocephalinæ 27
Antilocapridæ 364

B

Bathyergidæ 161
Belminus 72
Bothridium 127
— *ovatum* 130
— *pithonis* 134
— *pithonis* var. *parvum* 136
Bovidæ 147, 359

C

Camelidæ 154, 366
Canidæ 254, 378
Capture de larves d'anophèles par les utriculaires 46
Catenotænia lobata 35
Caviidæ 159, 372
Cebidæ 261
Cercopithecidæ 261
Cervidæ 153, 365
Cestodes, 1, 20, 27, 127, 239, 243, 245, 249, 290, 310, 381
— d'Afrique et de Madagascar 27
Champignons 48, 344
Cittotænia africana 27
Collyriclum faba 285
Commission du paludisme de la Société des Nations 90
Congo belge (œstridés) 193
Conorhinus 73
Cruzia mexicana 41
Culex apicalis 97
— *hortensis* 93
— *laticinctus* 99
— *perexiguus* 99
— *pipiens* 98
— *tipuliformis* 99
Culicella morsitans 102
Culicidés 46, 97
Culicinés de Corse 97
Culture d'hydatides échinococciques 1
Cuticulisation des capsules proligères échinococciques 310
Cycle évolutif d'*Hymenolepis erinacei* 20
Cyclophyllidea 290
Cysticercoïdes des *Dipylidium* 245
Cysticercus fasciolaris 36

D

Dasypodidæ 146
Davaineidæ 33, 294
Delphinidæ 359
Dermatœstrus 204
— *ericksoni* 207
Diarmostorchis 232
Didelphyidæ 145
Dilepinidæ 35, 303
Dindon (monostomidose cutanée) 285
Diphyllobothriidæ 127
Diphyllobothrium latum (anomalies) 249
Diptères 193
Dipylidium (cysticercoïdes) 245
Dysenterie amibienne (traitement expérimental) 329

E

Ecculex vexans 103
Echinococcus granulosus (culture) 1
Echinoccoques 239, 243
— (cuticulisation des capsules proligères) 310
Ecole de malariologie 177
Elephantidæ 157, 371
Emys orbicularis 220
Equidæ 156, 369
Eratyrus 73, 74
Evolution vésiculaire des scolex échinococciques 239

F

Fasciola hepatica (accouplement et fécondation) 236
Felidæ 252, 376
França (Dr Carlos) 89

G

Giraffidæ 153, 364
Gymnodactylus fedschenki 114

H

Hæmogregarina stepanovi 140
Hapalotreminæ 222
Helminthes d'Indochine 289
Hémiptères 63
Hyænidæ 254, 378
Hymenolepididæ 35, 303
Hymenolepis diminuta 35
— *erinacei* (cycle évolutif) 20
Hystricidæ 161

I

Indochine (faune helminthologique) 289
Inermicapsifer arvicanthidis ... 30
Insectes 46, 63, 97, 105

J

Jaculidæ 161

L

Labontes 382
Lamus 73
Leporidæ 158, 371
Lézard mexicain 41
Linstowinæ 30

M

Macropodidæ 146, 357
Mammalogie médicale .. 143, 252, 356
Mammifères 143, 252, 356
— (hôtes intermédiaires) 356
— réservoirs de virus, 143 252
Manis (*Pholidotus*) *temmincki* .. 107
Marmotte (parasites) 381
Meccus 73, 74
Microfilaire du *Gymnodactylus fedschenki* 114
Monillia 48
Monostomidose cutanée du dindon 285
Morphologie des scolex échinococciques 243
Muridæ 161, 372
Mustelidæ 256
Mycétome actinomycosique à grains jaunes 344
Myiase du tube digestif 105
Myoxidæ 374

N

Nématodes 37, 41, 107, 114, 214
Neocuterebra squammosa 194
Noctilionidæ 260

O

Ochlerotatus 103
Œsophagostomes des phacochères 214
Œsophagostomum goodeyi 216
— *mwanzæ* 216
— *oldi* 214
— *roubaudi* 216
— *simpsoni* 216
— *yorkei* 216
Œstridés du Congo belge 193
Oochoristica lagrangei 291

P

Pangolin 107
Parabronema rhinocerotis 37
Parasites de la marmotte 381
Phacochères (œsophagostomes) .. 214
Pharyngobolus africanus 201
Phascolomyidæ 358
Procyonidæ 257
Protospirura hamospiculata 107
Protozoaires 140, 329, 382
Psychoda B. punctata (myiase) .. 105

R

Raillietina (*Paroniella*) 33
— (*Raillietina*) *carpophagi* 298
— (*Raillietina*) *celebensis* 34, 294
— (*Raillietina*) *frayi* .. 297
— (*Raillietina*) *korkei* . 295
— (*Paroniella*) *retractilis* 34
Reduviidæ 63
Rhinocéros africain 37
Rhodnius 63, 73, 74
— *brethesi* 82
— *brumpti* 84
— *domesticus* 82
— *pictipes* 81
— *prolixus* 79
— *robustus* 85
Ruttenia loxodontis 98

S

San Salvador (mycétome actinomycosique) 344
Sciuridæ 172, 375
Simiidæ 262
Soricidæ 258
Spirhapalum polesianum 220
Spirorchidæ 221
Spirorchinæ 221
Strobilæstrus 204
Suidæ 155, 367

T

Tæniidæ 35
Tæniorhynchus richiardii 103
Tapiridæ 370
Tetrathyridium 308
Theobaldia (*Allotheobaldia*) *longeareolata* 102
— *annulata* 102
Thysanotænia lemuris 30
Tortues d'eau douce 117
Traitement expérimental de la dysenterie amibienne 329
Trématodes 117, 220, 236, 382
— des tortues 220
Triatoma 74
Trypanosoma rodhaini 89

U

Unicæcum ruszkowskii 117
Uranotænia unguiculata 103
Ursidæ 258
Utriculaires 46

V

Vespertilionidæ 260
Viverridæ 254

W

Weinlandia 305

INDEX DU RÉPERTOIRE DES ESPÈCES ET DES GENRES NOUVEAUX

Acanthatrium nycteridis plicati, 185.
Acanthogyrus, 385.
A. acanthogyrus, 385.
Aedes behningi, 288.
A. duplex, 288.
A. subdiversus, 288.
Ælurostrongylus, 285.
Agamermis paradecaudata, 286.
Aleurisma lugdunense, 178.
A. vuillemini, 179.
Amplicæcum causi, 192.
Anophallus major, 283.
Anopheles (*Anopheles*) *algeriensis* var. *turkestani*, 192.
A. (*Anopheles algeriensis* var. *turkestani*), 192.
A. (*Anopheles*) *hyrcanus* var. *marzinowskyi*, 192.
A. (*Anopheles hyrcanus* var. *marzinowskyi*), 192.
A. martinius, 192.
A. (*Myzomyia*) *pattoni*, 287.
A. (*Myzomyia*) *superpictus* var. *berestrewi*, 192.
Anoplophrya baikalensis, 94.
A. parva, 94.
Anoplostrongylus delicatus, 285.
Aplectana crucifer, 190.
A. micropenis, 190.
A. pintoi, 191.
A. vellardi, 284.
Asterophora aprilinæ, 281.
A. douxi, 281.
Atriotænia, 183.
A. parva, 183.

Babesiella major, 92.
Bartonella ranarum, 179.
B. rocha-limai, 179.
Bialata, 284.
B. (*Oswaldocruzia socialis*), 284.
B. (*Oswaldocruzia yezoensis*), 284.
Blastodendrion elongatum, 91.
B. intestinale, 91.
B. irritus A, 91.
B. irritus B, 91.
B. kayongosi, 91.
Blatticola, 190.
Bodinia spadix, 178.
Bucephalopsis modiolæ, 184.
Bulhœsia, 190.
B. icemi, 190.
B. magalhãesi, 190.
B. severianoi, 190.

Capillaria (*Capillarià bufonis*), 284.
Cariniella, 281.
C. carini, 281.
Carnoya pyramboia, 191.
Catadiscus cohni, 186.
Catenotænia symmetrica, 282.
Cathæmasia famelica, 189.
C. spectabilis, 189.
Centrorhynchus polymorphus, 286.
Centrovitus, 186.
C. pentadelphi, 186.
Cercaria absurda, 283.
C. biflagellata, 184.
C. bulbocaudata, 283.
C. burnupiæ, 184.
C. (*Cercariæum*) *collicula*, 189.
C. dipterocerca, 384.
C. equispinosa, 184.
C. foliatæ, 185.
C. (*Furcocercaria*) *levecaudata*, 189.
C. (*Furcocercaria*) *wolgensis*, 188.
C. gigantosoma, 184.
C. granula, 283.
C. granulosa, 184.
C. hisurta, 283.
C. isidoræ, 184.
C. jurini, 188.

C. (*Leptocercaria*) *impapillosa*, 188.
C. (*Leptocercaria*) *ovata*, 188.
C. leptosoma, 184.
C. macrosoma, 184.
C. (*Microcotyla*) *acris*, 188.
C. (*Microcotyla*) *gilva*, 189.
C. (*Microcotyla*) *hebes*, 188.
C. (*Microcotyla*) *intestinalis*, 188.
C. micromorpha, 184.
C. microxiphifera, 184.
C. milleri, 184.
C. mobilis brevis, 188.
C. mobilis longa, 188.
C. mosaica, 184.
C. paracephaladna, 184.
C. paucadena, 184.
C. pulicis, 184.
C. purpuracauda, 185.
C. quissetensis, 384.
C. sanjuanensis, 283.
C. searlesiæ, 185.
C. segmentina, 184.
C. setiferoides, 384.
C. sewelli, 184.
C. syncytadena, 184.
C. translucens, 187.
C. tridonta, 187.
C. tuckerensis, 283.
C. variaglandis, 384.
C. wetlugensis, 188.
C. (*Xiphidiocercaria*) *agrestis*, 188.
C. (*Xiphidiocercaria*) *oblonga*, 188.
C. (*Xiphidiocercaria*) *phokini*, 188.
C. (*Xiphidiocercaria*) *planorbis cornei*, 188.
C. (*Xiphidiocercaria*) *pratensis*, 188.
C. (*Xiphidiocercaria*) *spinea*, 188.
Cercariæum (*Cercaria collicula*), 189.
C. lintoni, 384.
Chætophallus musculosus, 95.
Chilomastix magna, 282.
Choanotænia barbara, 183.
C. innominata, 183.
C. macrocirrosa, 183.
C. ransomi, 383.
Chrysops (nombreuses espèces), 96.
Cittotænia africana, 96.
Colosporidium dorylaimicola, 93.
Cosmocerca brasiliense, 190.
C. parva, 190.
Cotugnia seni, 182.
Crassicauda bennetti, 96.
Cratærina acutipennis, 287.
C. longipennis, 287.
C. melbæ, 287.
C. obtusipennis, 287.
C. propinqua, 287.
Crepidobothrium fima, 282.
C. fixa, 282.
Crithidia ortheæ, 181.
Cruzia mexicana, 96.
Cryptococcus garciloides, 178.
C. irritans, 91.
C. lacrymeatus, 280.
C. mekundu, 91.
C. montpellieri, 178.
C. mugera, 91.
C. pyogenus, 91.
C. uvæ, 178.
Cryptotrema, 189.
C. kuretanii, 189.
Cylindrogaster, 285.
C. coprophaga, 285.

Dendrorchis, 186.
D. neivai, 186.
Dermophagus squali, 206.
Devescovina lemniscata, 281.
Diarmostorchis, 283.
Dibothriocephalus xenopi, 184.
Dina lineata notata, 385.
D. lineata punctata, 385.
Diplodina gonadipertha, 180.
Diplodinium rangiferi, 182.
D. ypsilon magnum, 182.
Diplodiscus doyeri, 186.
Diploproctodæum, 186.
Diplosporium vaginæ, 178.
Dirofilaria nasuæ, 190.
Discocotyle sp., 187.
Discomyces congolensis, 179.
Distomulum oregonensis, 186.
Dubosquia sp., 93.
D. demani, 93.
D. trilobicola, 93.

Echinochasmus corvus, 187.
Echinostomum coronale, 283.
E. infinæ, 283.
E. turkestanicum, 283.
Echinuroides plectropteri, 192.
Eimeria boveroi, 180.

E. rocha-limai, 180.
Embadomonas cuniculi, 94.
Endamœba citelli, 281.
Endolimax reynoldi, 92.
Entamœba pimelodi, 179.
Entamœba sp., 281.
Enterobius sceleratus, 190.
Entodinium anteronucleatum, 182.
E. bicornutum, 182.
E. exiguum, 182.
E. longinucleatum, 182.
E. quadricuspis, 182.
E. simplex, 181.
Erephopsis (plusieurs espèces), 96.
Ergasilus luciopercarum, 286.
E. scotti, 286.

Fimbriaria falciformis, 383.
Furcocercaria (*Cercaria levecaudata*), 189.
F. (*Cercaria wolgensis*), 188.

Gastrophilus albescens, 287.
G. vulpecula, 287.
Gastroxides (plusieurs espèces), 96.
Glyphthelmis elegans, 187.
Gnasthostoma americanum, 190.
Gongylonema monningi, 192.
Gorgodera diaster, 187.
G. permagna, 187.
Gregarina distapliæ, 180.
Gyrocœlia milligani, 383.

Hæmatopota (nombreuses espèces), 96.
Hæmogregarina gomesi, 180.
H. phyllodryæ, 180.
H. providentiæ, 180.
Hæmostrongylus raillieti, 385.
Haplozoon clymenidis, 181.
H. tuberculatum, 181.
H. villosum, 181.
Harmostomum (*Harmostomum*) *mazzantii*, 384.
H. (*Harmostomum*) *nicolli*, 185.
H. inflatocœlum, 185.
Hedruris ijimai, 284.
Hedyphanella, 286.
H. superba, 286.
Helioamœba vorax, 179.
Henneguya occulta, 92.
H. leporini, 92.
Hepaticola gastrica, 190.
Herpetomonas mercieri, 181.
H. rhinœstri, 181.
Heterophyes katsuradai, 186.
Hexamermis microamphidis, 285.
Holomastigodes crassum, 181.
Hoplonympha, 181.
Hoplonympha natator, 181.
Hymenolepis anceps, 383.
H. ductillis, 383.
H. hamulacanthos, 383.
H. intermedius, 282, 384.
H. lloydi, 96.
Hypoderma sinense, 287.
Hystrignathus elegans, 189.
H. hœhnei, 189.
H. inermis, 190.
H. leidyi, 189.
H. longicauda, 190.
H. longicollis, 189.
H. similis, 189.
H. vesiculosus, 189.

Icthyocephalus, 191.
I. icthyocephalus, 191.
Ichthyotænia glanduligera, 183.
Isakis falcatum, 284.
I. subulatum, 284.
Ithyoclinostomum, 185.

Joyeuxia, 383.

Karyoclastis, 280.
Karyoclastis tintinni, 281.
Kofoidia, 282.
K. loriculata, 282.

Lechriorchis plesientera, 187.
Lecithodendrium cordiforme laxmii, 185.
L. cordiforme parvouterus, 185.
L. dinantum, 186.
L. glandulosum porodavi, 185.
L. longiforme, 185.
L. orospinosa, 185.
L. ovimagnosum, 185.
Leptocercaria (*Cercaria impapillosa*), 188.
L. (*Cercaria ovata*), 188.
Leptomonas blaberæ, 181.
Leptotheca chagasi, 93.

Limnatis haasi, 385.
Lyperosomum kakea, 187.

Madurella americana, 178.
Malbranchea bolognesii-chiurcoi, 178.
Menzbieria, 180.
M. hydrachnæ, 180.
Mermis subnigrescens, 190.
Mesnilella bispiculata, 95.
M. depressa, 94.
M. rostrata, 94.
M. variabilis, 95.
Mesodendrium attia, 185.
Mesorchis microtestius, 284.
Metadevescovina, 181.
M. debilis, 181.
Microcotyla (*Cercaria acris*), 188.
M. (*Cercaria gilva*), 189.
M. (*Cercaria hebes*), 188.
M. (*Cercaria intestinalis*), 188.
Microfilaria auquieri, 284.
Microlecithus, 189.
M. kjika, 189.
Microstrongylus, 285.
M. genettæ, 285.
Moniezia pallida, 183.
Monilia dissocians, 91.
M. ellipsoideus, 280.
M. issavi, 91.
M. macroglossiæ, 178.
M. muhira, 91.
M. tonge, 91.
Monocystis matthaii, 93.
Muellerius, 285.
Mycoderma issavi, 91.
M. kicta, 92.
M. muyaga, 92.
M. nyabisi, 92.
Myxobolus associatus, 93.
M. chondrophilus, 93.
Myzomyia (*Anopheles superpictus* var. *berestnewi*), 192.

Nematocystis stephensoni, 93.
Nematospiroides dubius, 191.
Nematotænia jægerskioldi, 183.
Neoascaris, 285.
Neobolbodimyia (plusieurs espèces), 96.
Nosema binucleatum, 92.
Nucleophage intestinalis, 179.
Nyctotherus buissoni, 182.
N. tejerai, 182.
N. viannai, 182.

Œstromyia canoptera, 287.
Œstrus meridionalis, 287.
Olpidium amœbæ, 179.
Onchocotyle somniosi, 186.
Oochoristica lagrangei, 284.
Opalina affinis, 182.
Ophioxenos, 187.
O. dienteros, 187.
Opisthorchis dendriticus, 284.
Orcheobius cruzi, 180.
Orthorchis, 385.
O. natricis, 385.
Ostertagia houdemeri, 190.
Oswaldocruzia, 284.
O. (*Bialata*) *socialis*, 284.
O. (*Bialata*) *yezoensis*, 284.
O. (*Oswaldocruzia*) *insulæ*, 284.
O. (*Oswaldocruzia insulæ*), 284.
Oswaldonema, 285.
O. cruzi, 285.
Oxymonas gracilis, 94.
O. parvula, 282.
O. pediculosa, 94.
O. projector, 94.
Oxysomatium hylambatis, 285.
O. simeples, 191.
O. tibetanum, 285.

Parabronema rhinocerotis, 96.
Paradevescovina, 281.
P. nana, 282.
Paradiplostomum, 185.
Paragonimus edwardsi, 284.
Parametorchis noveboracensis, 186.
Paramoniezia phacochœri, 282.
Paraspidodera sellsi, 285.
Peracreadium perezi, 187.
Pentatrichomonas macropi, 94.
Phallusiella, 286.
P. psalliota, 286.
P. vera, 286.
Phaneropsolus insolens, 187.
Pharyngodon tarentolæ, 96.
Philometra senticosa, 285.
Phlebotomus li, 287.
P. fischeri, 287.
P. neivai, 287.

Phyctidium eudorinæ, 280.
Phyllodistomum elongatum, 186.
P. simile, 186.
Physaloptera sp., 191.
Pityrosporum pachydermatis, 280.
Plagiorchis fastuosus, 283.
Plasmodium epomophori, 180.
Pleurogenes lobatus, 189.
Plistophora blochmanni, 93.
Polyonchobothrium cylindraceum major, 183.
P. cylindraceum minor, 183.
Porotænia, 95.
P. brevis, 95.
P. fragilis, 96.
P. fragilis var. *capense*, 96.
P. fragilis var. *fuliginosa*, 96.
P. fuhrmanni, 95.
P. longissima, 96.
P. macrocirrosa, 95.
P. siedleckii, 95.
Portschinskia magnifica, 287.
Proalaria, 185.
P. huronensis, 284.
Proboscidiella mutinucleata, 94.
Prostorhynchus angrensis, 286.
P. longirostris, 286.
Proteocephalus ritaii, 183.
Protofasciola, 189.
Protospirura hamospiculata, 191.
Protellus galebi, 190.
Pseudanoplocephala, 282.
P. crawfordi, 282.
Pseudostrongylus, 285.
P. putorius, 285.
Pseudotrichonympha introflexibilis 181.
Psilochasmus lecithosus, 186.
Ptyssostoma, 282.
P. thalassemæ, 282.
Pyrsonympha affinis, 181.

Quimperia, 191.
Q. lanceolata, 191.

Radiophrya, 95.
R. hoplites, 95.
R. prolifera, 95.
Raillietiella kochi, 287.
R. shipleyi, 287.
Raillietina facile, 183.
R. flaccida, 183.
R. (*Raillietina*) *carpophagi*, 284.
R. (*Raillietina carpophagi*), 284.
R. (*Raillietina*) *frayi*, 284.
R. (*Raillietina frayi*), 284.
R. (*Raillietina*) *korkei*, 284.
R. (*Raillietina korkei*), 284.
R. reynoldsæ, 183.
Raillietina sp., 183.
Ransomnema, 191.
R. longispiculum, 191.
R. ransomi, 191.
Rhigonema truncatum, 284.
Rhodnius robustus, 96.
Rhynchocystis awatii, 93.
R. mamillata, 93.
Rondonema, 191.
R. rondoni, 191.

Sanguinicola intermedia, 185.
Schistosoma incognitum, 186.
Schneideria, 284.
Schrankia, 191.
S. schzanki, 191.
Silvius (plusieurs espèces), 96.
Southwellia ransomi, 184.
Sphæriſa amœbæ, 179.
S. endamœbæ, 280.
S. nucleophaga, 179.
S. plasmophaga, 179.
Spinitectus ranæ, 284.
Spirhapalum, 283.
S. polesianum, 283.
Spirochæta blattæ, 179.
Spirotrichonympha africana, 181.
Spiroxis japonica, 284.
Sporotrichum lipsiense, 280.
Staurojœnina assimilis, 281.
Stenophora pintoi, 92.
Stephanonympha nelumbium, 281.
Stephanoprora reynoldi, 187.
Sterigmatocystis brodeni, 92.
S. cyaneus, 92.
S. giganteus, 92.
Stomatophora bulbifera, 93.
Strigea physalis, 283.
Subulura chinensis, 285.
Syngamus merulæ, 191.
Synophrya, 182.
S. hypertrophica, 182.

Tabanus (nombreuses espèces), 96.
Tetrabothrius kowalewski, 95.
T. magnus, 95.
T. minutus, 95.
T. sulcatus, 383.
T. varvidiæ, 95.
Tetrathyridium sp., 384.
Thelandros oswaldocruzi, 191.
Thelohania tipulæ, 92.
Thubuncea parkeri, 190.
Torula nuisa, 91.
Tremiorchis, 186.
T. ranarum, 186.
Treponema uretritis, 281.
Trichomastix cuniculi, 94.
T. passali, 94.
Trichomonas avium, 180.
T. lanceolata, 180.
T. oti, 94.
T. vitali, 181.
Trichophyton coccineum, 178.
Tritrichomonas bonasæ, 94.
Trygonomonas diplostomum, 282.
Trypanoplasma acipenseri, 282.
Trypanosoma bourrouli, 180.
Unicæcum ruszkowskii, 186.

Valipora, 383.
V. mutabilis, 383.
V. parvispine, 383.

Weinlandia sp., 384.
Willia bispora, 92.

Xiphidiocercaria (*Cercaria agrestis*), 188.
X. (*Cercaria oblonga*), 188.
X. (*Cercaria phokini*), 188.
X. (*Cercaria planorbis cornei*), 188.
X. (*Cercaria pratensis*), 188.
X. (*Cercaria spinea*), 188.

Zelleriella piscicola, 182.
Zeugorchis syntomentera, 187.
Zografia, 178.
Z. notonectæ, 178.

Le Gérant : F. AMIRAULT.

Cahors, Imprimerie COUESLANT *(personnel intéressé)*. — 34.548